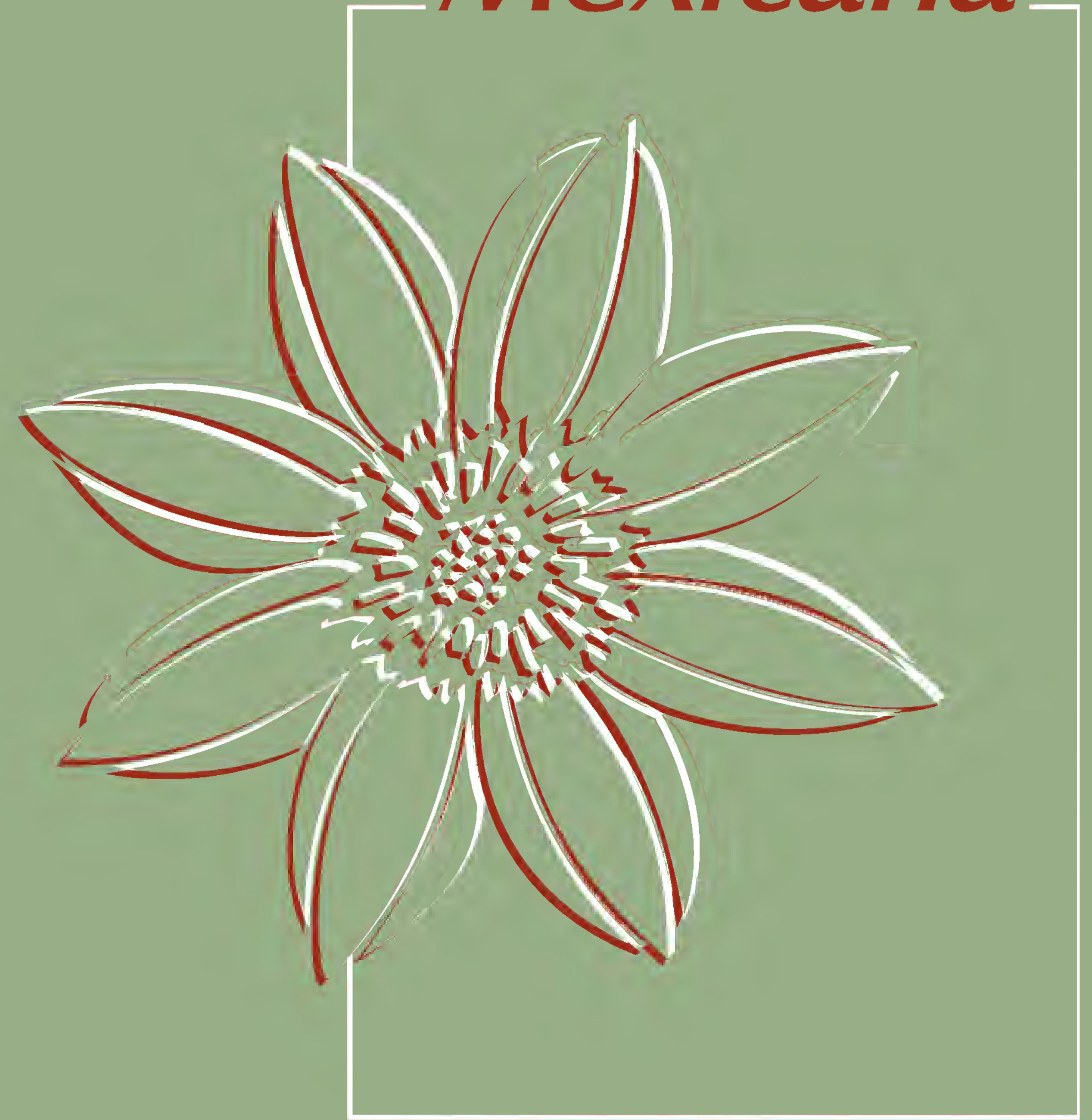
ISSN 0187-7151

Acta Botanica Mexicana



INECOL

Número 107
ABRIL 2014
Pátzcuaro, Mich.



Acta Botanica Mexicana

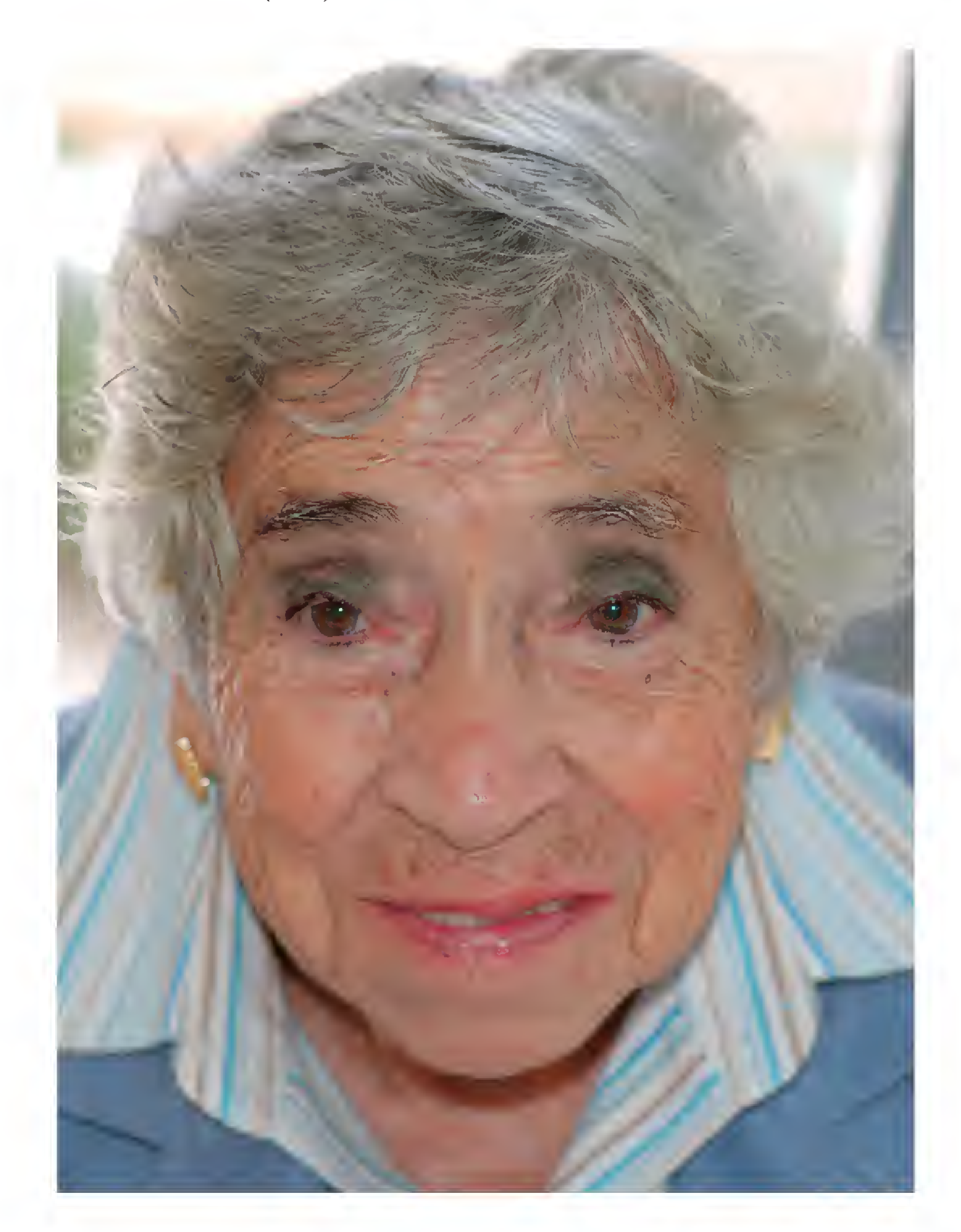
Acta Botanica Mexicana (ISSN 0187-7151) es una publicación de Instituto de Ecología, A.C. que aparece cuatro veces al año. Da a conocer trabajos originales e inéditos sobre temas botánicos y en particular los relacionados con plantas mexicanas. Todo artículo que se presente para su publicación deberá dirigirse al Comité Editorial de Acta Botanica Mexicana. Pueden reproducirse sin autorización pequeños fragmentos de texto siempre y cuando se den los créditos correspondientes. La reproducción o traducción de artículos completos requiere el permiso de la institución que edita la revista. Las normas editoriales e instrucciones para los autores pueden consultarse en la página www1.inecol.edu.mx/abm

Acta Botanica Mexicana está actualmente incluida en los siguientes índices y bases de datos de literatura científica: Biological Abstracts, BIOSIS Previews, Dialnet, Índice de Revistas Mexicanas de Investigación Científica y Tecnológica del CONACyT, Journal Citation Reports/Science Edition (con cálculo de factor de impacto), Latindex – Catálogo, RedALyC, SciELO Citation Index y Scopus.

COMITÉ EDITORIAL

CONSEJO EDITORIAL INTERNACIONAL

Acta Botanica Mexicana 107: 1-3 (2014)



LUZ MARÍA VILLARREAL DE PUGA (1913-2013)

Luz María Villarreal Millán, mejor conocida como la "Maestra Puga", nació el 8 de marzo de 1913 en la Ciudad de México, Distrito Federal, en donde vivió y estudió hasta que se graduó como profesora normalista en el Colegio de Las Vizcaínas.

Durante varios años se desempeñó como secretaria, pero dejó de trabajar temporalmente en 1942, cuando contrajo matrimonio con el Sr. Felipe González Ordorica, de quien se separaría unos años más tarde; como fruto de esta unión nació su hija Luz María González Villarreal.

Su afición por la botánica se inició gracias a las enseñanzas y motivación que recibió de Irene Baeza, que fue su maestra en el Colegio de las Vizcaínas y con

quien entabló una entrañable amistad. Esta inquietud no la pudo desarrollar plenamente sino hasta que, después de contraer segundas nupcias con el Ingeniero Luis Puga Robles Gil, se mudó a la ciudad de Guadalajara a la edad de 47 años.

A principios de la década de los sesenta hizo una especialización en Biología en la Escuela Normal Superior "Nueva Galicia" de Guadalajara y posteriormente inició sus actividades docentes dando clases de biología, zoología y botánica en las escuelas preparatorias de la Universidad de Guadalajara, actividad que desempeñó de 1965 a 1972, cuando fue nombrada Maestra de Tiempo Completo en la Escuela de Agricultura de la Universidad de Guadalajara, en donde impartió las cátedras de Botánica General y Botánica Sistemática hasta 1980, año en que asumió la Dirección del Instituto de Botánica. Su labor como maestra fue tan fecunda que influyó en la formación de numerosas generaciones de ingenieros agrónomos y logró motivar a varios de sus alumnos para que siguieran el camino de la botánica.

Le correspondió a la Maestra Luz María Villarreal de Puga vivir muy de cerca el desarrollo del Instituto de Botánica de la Universidad de Guadalajara, desde sus primeros años de actividad hasta su consolidación como una institución de investigación reconocida a nivel nacional e internacional. La Maestra Puga se incorporó al Instituto de Botánica en 1960 como trabajadora voluntaria; más tarde, entre 1965 y 1980 se desempeñó como Secretaria y en 1980 asumió la Dirección del Instituto, cargo que conservó hasta 1992, en que fue nombrada Directora Honorífica Vitalicia del mismo.

Durante su gestión en el Instituto de Botánica impulsó los estudios florísticos y de vegetación en Jalisco, se preocupó por la formación de recursos humanos y lo consolidó como una institución de investigación interesada en el conocimiento y conservación de los recursos naturales del estado.

Luz María Villarreal de Puga inició la colecta de ejemplares botánicos en 1960, durante la excursión del Primer Congreso Mexicano de Botánica. Posteriormente, durante las salidas al campo organizadas por la Sociedad Botánica del Estado de Jalisco, colectó con entusiasmo para formar el herbario del Instituto de Botánica.

Su colección supera los 17 000 números, en ésta se incluyen plantas de Jalisco, de otros estados de la República Mexicana y aún del extranjero. Uno de sus descubrimientos más interesantes fue el del género *Ledenbergia* (Phytolaccaceae) en Jalisco y jugó un papel preponderante en los descubrimientos de los maíces silvestres (teosintes) *Zea perennis* en Ciudad Guzmán y *Zea diploperennis* en la Sierra de Manantlán, al motivar y apoyar a sus estudiantes en las exploraciones que culminaron con estos hallazgos.

Durante las últimas décadas del Siglo XX, la Maestra Villarreal de Puga realizó un extraordinario esfuerzo en favor de la conservación de los recursos naturales

del estado de Jalisco. Fue la principal promotora para la formación de la Reserva de la Biosfera de la Sierra de Manantlán, para la protección de los bosques de esta sierra y del maíz perenne.

La inquietud de la Maestra Luz María Villarreal de Puga por el desarrollo y difusión de las ciencias biológicas, así como su afán por la conservación de los recursos naturales y el respeto a los derechos de la mujer se ven reflejados en su participación en 12 sociedades científicas y asociaciones no gubernamentales; entre las que se encuentran la Sociedad Botánica del Estado de Jalisco, la Sociedad Orquidófila de Guadalajara, la Sociedad Botánica de México y la International Association for Plant Taxonomy. En 1981 fue nombrada Socia Honoraria de la Sociedad Botánica de México y en dos ocasiones, en 1981 y 1988, recibió el reconocimiento de la Sociedad Botánica de México por el fomento a los estudios florísticos en el occidente de México.

Por su extraordinaria labor educativa, el impulso que dio a la investigación botánica, así como por sus esfuerzos por proteger los recursos naturales del estado de Jalisco, la maestra Luz María Villarreal de Puga se hizo acreedora a numerosos reconocimientos, algunos de los más importantes son:

La entrega de la medalla de plata en el Año Internacional de la Mujer (1975), en 1990 fue reconocida como Maestra Emérita por la Universidad de Guadalajara, recibió el nombramiento de Directora Honorífica Vitalicia del Instituto de Botánica de la Universidad de Guadalajara (1992), el Dr. Rogers McVaugh dedicó en su honor el Volumen 13 de la Flora Novo-Galiciana (1993); se hizo acreedora al premio al Mérito Nacional Forestal y de la Vida Silvestre, en la categoría de Fomento de Flora en 1994; en el año 2004 la Universidad de Guadalajara le otorgó el título de Doctora Honoris Causa; además, 13 especies y una variedad de plantas vasculares llevan su nombre como reconocimiento a su labor en el estudio de la flora del estado de Jalisco.

La muy apreciada Maestra Puga falleció el lunes 11 de noviembre del año 2013, ocho meses después de cumplir 100 años de vida fructífera. Su profundo amor por la naturaleza su generosidad, su pasión por la enseñanza y su invaluable estímulo a la investigación dejaron una huella profunda en quienes tuvimos el privilegio de ser sus alumnos y/o sus amigos.

Sergio Zamudio Ruiz
Instituto de Ecología, A. C.
Centro Regional del Bajío



Acta Botanica Mexicana 107: 5-7 (2014)



WILLIAM RUSSELL ANDERSON (1942-2013)

William Russell ("Bill") Anderson nació en Tucson, Arizona el 25 de septiembre de 1942, realizó sus estudios secundarios en Huntington, Virginia del Oeste y posteriormente ingresó a la Universidad de Duke en Durham, Carolina del Norte, donde desarrolló particular interés por la botánica taxonómica bajo la guía de Robert L. Wilbur y llegó a concretar sus primeras publicaciones.

En 1965 inició su trabajo de doctorado en la Universidad de Michigan, donde estuvo bajo la tutoría de Rogers McVaugh, quien en esa época ya estaba involucrado en el estudio de la flora de Nueva Galicia. Anderson participó con McVaugh en algunas de sus expediciones a Jalisco, Colima y Nayarit e hizo varias adicionales por

su cuenta a México en relación con su disertación doctoral que versó sobre el género *Crusea* de la familia de las Rubiáceas.

Lo interesante es que *Crusea* no fue su primera opción, pues su intención original había sido el estudio de *Gaudichaudia,* género de la familia Malpighiaceae, pero cuya sistemática resultó ser tan complicada, que su apropiado desciframiento excedía el tamaño y el tiempo de la tesis.

En 1967 contrajo matrimonio con Christiane Seidenschnur, también botánica y su compañera de estudios. El enlace fue permanente y Christiane apoyó a Bill no solo como esposa, sino también como gran soporte en los diversos aspectos del trabajo profesional. Después de obtener ambos el grado en 1971, Anderson fue contratado por el Jardín Botánico de Nueva York; allí cristalizó y se consolidó en forma definitiva su interés por las Malpighiaceae americanas.

En 1975 los Anderson retornaron a Ann Arbor, donde Bill obtuvo el puesto de profesor asociado de la Universidad de Michigan y la oportunidad de trabajar en la enseñanza, sin menoscabo de la dedicación primaria a la sistemática y biología de la familia botánica de su elección.

En 1980 apareció publicado su importante hallazgo en *Gaudichaudia*, cuyas flores cleistógamas revelaron tener una interesante forma de autofertilización, mediante la cual el tubo polínico, originado en la antera, se abre el camino directo hacia los óvulos de la misma flor.

En Ann Arbor renovó sus lazos de amistad y colaboración con Rogers McVaugh, con quien aprendió y de quien heredó muchas cosas, entre ellas el entusiasmo y el amor al trabajo botánico, la perfección en la preparación de los ejemplares de colecta y el interés por México. En esas fechas McVaugh iniciaba la publicación de los volúmenes de su Flora Novo-Galiciana, contribución de mayor importancia para el conocimiento de los recursos vegetales de nuestro país. Entre 1983 y 2000 salieron a la luz nueve tomos de esta obra, que destaca por la calidad de su contenido y presentación. Anderson fungió como el editor general de la gran mayoría de este conjunto y su profunda dedicación contribuyó en forma substancial a tal excelencia.

Bill fue un apreciado maestro, ofreció cursos a diferentes niveles y asesoró a un importante número de jóvenes botánicos en sus estudios de doctorado. Se desempeñó asimismo durante 14 años como director del herbario de Ann Arbor, durante los cuales logró el cambio de los muebles tradicionales a compactores y le tocó la mudanza a las nuevas instalaciones.

En conexión con su trabajo sobre la Malpighiaceae realizó varias expediciones a México y a Sudamérica. Recordamos su visita a Pátzcuaro en 1994, donde pasó varios días examinando materiales de la colección.

Al surgir las metodologías de la sistemática molecular, basadas en el estudio de las secuencias de ADN, Anderson no desdeñó la oportunidad y buscó la forma de incorporarlas para conocer las relaciones filogenéticas de su grupo de plantas, asociándose con especialistas en este novedoso enfoque.

En 2002 le tocó la jubilación, pero pudo conservar su adscripción a la Universidad en calidad de profesor emérito y continuar su activo trabajo de investigación en compañía de su esposa, que también había estado contratada por la misma institución y durante muchos años laboró substancialmente en la sistemática de las Malpighiaceae.

Anderson recibió numerosos reconocimientos tanto a su labor docente, como también de investigación, iniciados con el otorgado a su tesis doctoral. En 2008 obtuvo el premio Asa Gray, que es el máximo galardón norteamericano en materia de botánica sistemática.

Durante años Bill acarició la idea de integrar y dar a conocer un tratamiento monográfico de las Malpighiaceae mexicanas y en conexión con ello requirió los servicios de Karin Douthit, la diestra dibujante botánica de Ann Arbor, quien le preparó numerosas ilustraciones de las mismas. Esperaba el momento en que el grado de conocimiento de algunos géneros difíciles fuera suficientemente completo para justificar la calidad de la obra.

Pero le ganó el tiempo, en abril de 2013, el cáncer que por varios años había padecido y estaba bajo control comenzó a expandirse y desembocó en la fase terminal. A pesar de ello, no dejó de trabajar y de estar presente en su lugar de trabajo casi hasta el final.

Una de sus últimas contribuciones, publicada en julio de 2013, versó sobre la biogeografía y los orígenes de las Malpighiaceae de México, artículo de mayor relevancia, profusamente ilustrado con los dibujos de Douthit.

Falleció en Ann Arbor el 2 de noviembre del mismo año.

Jerzy Rzedowski Rotter



Acta Botanica Mexicana 107: 9-18 (2014)

NOVEDADES DE LA FAMILIA BROMELIACEAE PARA EL NOROCCIDENTE DE MICHOACÁN, MÉXICO

Ignacio García-Ruiz[1], Adolfo Espejo-Serna[2, 3] y Ana Rosa López-Ferrari[2]

[1]Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Michoacán, Justo Sierra 28, Apdo. postal 109, 59510 Jiquilpan, Michoacán, México.
[2]Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Iztapalapa, División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Departamento de Biología, Apdo. postal 55-535, 09340 México, D.F., México.
[3]Autor para la correspondencia: aes@xanum.uam.mx

RESUMEN

Se describe e ilustra *Hechtia purhepecha* del estado de Michoacán, México. El nuevo taxon se compara con *H. laxissima*, especie con características similares. Se registra por primera vez para el estado de Michoacán a *Tillandsia guenther-nolleri* Ehlers, hasta ahora solo conocida de Colima y Jalisco.

Palabras clave: Bromeliaceae, *Hechtia*, México, Michoacán, *Tillandsia*.

ABSTRACT

Hechtia purhepecha, a new species from Michoacán, Mexico is described and illustrated. The new taxon is compared with *H. laxissima*, a species with similar characteristics. *Tillandsia guenther-nolleri* Ehlers, a taxon known until now only from Colima and Jalisco, is recorded for the first time for the state of Michoacán.

Key words: Bromeliaceae, *Hechtia*, Mexico, Michoacán, *Tillandsia*.

El área natural protegida estatal (zona sujeta a preservación ecológica) Chorros del Varal se ubica en la porción noroccidental del estado de Michoacán en

los municipios de Los Reyes y Peribán, entre las coordenadas 19º30'45" y 19º30'55" de latitud N y 102º30'20" y 102º30'30" de longitud W, aproximadamente 15 km al suroeste de la ciudad de Los Reyes. La zona, que no rebasa las 150 ha, se encuentra en las riberas del río Apupátaro, en la parte media de la cuenca del río Tepalcatepec, entre 820 y 1000 m s.n.m. y presenta un clima semicálido subhúmedo con lluvias en verano.

Se presentan en el área cuatro tipos de vegetación (Rzedowski, 1978): bosque tropical caducifolio, bosque tropical subcaducifolio, bosque mesófilo de montaña y una comunidad de gramíneas arbustivas denominada localmente varal, compuesta principalmente por otatillo (*Otatea acuminata* (Munro) C. E. Calderón & Soderstr.), así como por algunas otras gramíneas.

Durante las exploraciones realizadas en la zona con el propósito de recolectar material botánico para actualizar el listado florístico de dicha área natural, encontramos poblaciones de una especie de *Hechtia* que no corresponden a ninguna de las especies conocidas, por lo que aquí proponemos:

Hechtia purhepecha I. García, Espejo & López-Ferr., sp. nov. Figs. 1 y 2

Lithophytic rosulated, cespitose herbs to 1.7 m high, with conspicuous slender stolons, the mature rosettes zygomorphic; leaves 15-20 per rosette, sheaths white, lustrous on both surfaces, blades light green with purple marginal bands, narrowly triangular, densely lepidote abaxially; inflorescence lateral, erect; peduncle bracts foliaceous, 2-20 cm long, linear, attenuate and pungent, spiny at the margins; staminate inflorescences twice branched; pistillate inflorescences once branched; staminate flowers white, sessile; filaments in the male flowers 3.9-4.2 mm long, anthers yellow, 2-2.5 mm long, with a conspicuous apical acumen; pistillate flowers greenish white, sessile; sepals 3.5-4.3 mm long; petals narrowly triangular elliptic, 5.8-6 mm long.

Hierbas rupícolas, arrosetadas, estoloníferas, formando nuevas rosetas en el ápice de los delgados estolones, en flor de 1 a 1.7 m de alto, las rosetas laxas, las maduras zigomorfas, de hasta 35 cm de alto y de 50 a 60 cm de diámetro, formando densos grupos cespistosos; estolones cilíndricos, delgados, de 20 a 35 cm de largo y de 3 a 4 mm de diámetro, bracteados, las brácteas ovado-triangulares, de 2.5 a 3 cm de largo y de 1 a 1.2 cm de ancho, largamente acuminadas, espinosas en los márgenes, pungentes en el ápice, imbricadas, densamente lepidotas en el envés; rosetas acaules, tallos inconspicuos. Hojas 15 a 25 por roseta, carnosas, suaves, las vainas

blancas y lustrosas en ambas superficies, deprimido ovadas, de 3 a 4 cm de largo y de 5 a 6.5 cm de ancho, espinosas en el margen hacia la parte apical, las láminas verdes claras con una banda purpúrea a lo largo de los márgenes, angostamente triangulares, de 11 a 50 cm de largo y de 2.6 a 4.5 cm de ancho, glabras en la superficie adaxial, densamente blanco-lepidotas en la abaxial, atenuadas a lineares y pungentes en el ápice, conspicuamente repandas y espinosas en el margen; las espinas antrorsas, amarillas a pardas claras, de 2 a 4.5 mm de largo, separadas entre sí 8 a 13 mm. Inflorescencias laterales, erectas, glabras, paniculadas; las masculinas de 1 a 1.5 m de alto, dos veces ramificadas, el pedúnculo pardo claro, cilíndrico, de 8 a 10 mm de diámetro; brácteas del pedúnculo foliáceas, de color pajizo, con una vaina triangular de 14 a 18 mm de largo, hialina en el margen, las láminas lineares, de 2 a 20 cm de largo y de 1.5 a 1.6 mm de ancho, glabras en ambas superficies, espinosas en el margen, pungentes, las inferiores más largas que los entrenudos, disminuyendo gradualmente de tamaño hacia el ápice del pedúnculo; ramas primarias 25 a 30, divaricadas a ascendentes, una por nudo, aplanadas en la base, de 4 a 28 cm de largo, con un pedículo de 1 a 7.5 cm de largo; ramas secundarias, cuando presentes, dos, en la base de las ramas primarias inferiores, divaricadas, de 2 a 4 cm de largo; brácteas primarias pardo-purpúreas, triangulares, atenuadas, conspicuamente nervadas, glabras, enteras a crenado-serradas hacia el ápice; brácteas florales pardas purpúreas a pardas oscuras, con puntos de color púrpura, triangular-ovadas, de 1.5 a 1.9 mm de largo y de 0.9-1.2 mm de ancho, apiculadas, erosas, glabras, más cortas que los sépalos; flores polísticas, divaricadas, laxamente dispuestas, a veces pareciendo subverticiladas, numerosas por rama, actinomorfas, sésiles; sépalos pardo-purpúreos a pardos oscuros, con puntos de color púrpura, triangular-ovados, de 3.1 a 3.4 mm de largo, de 3 a 3.5 mm de ancho, enteros, glabros, redondeados; pétalos blancos, elípticos, de 4.8 a 5 mm de largo y de 3.3 a 3.5 mm de ancho, enteros, glabros, redondeados; estambres subiguales, los filamentos blancos, linear-triangulares, de 3.9 a 4.2 mm de largo, las anteras amarillas, oblongas, sagitadas, de 2 a 2.5 mm de largo, apiculadas en el ápice; pistilodio cónico, de ca. 1 mm de largo; inflorescencias femeninas de 1.2 a 1.7 m de alto, una vez ramificadas, el pedúnculo verde a pardo claro o pardo-rojizo, cilíndrico, glabro, ligeramente pruinoso, de 11 a 15 mm de diámetro; brácteas del pedúnculo foliáceas, de color pajizo, con una vaina triangular de 15 a 20 mm de largo, las láminas lineares, de 1 a 20 cm de largo y de 2.5 a 6 mm de ancho, lepidotas en la superficie abaxial, espinosas en el margen, pungentes, disminuyendo gradualmente de tamaño hacia el ápice del pedúnculo; ramas primarias 13 a 20, difusas a ascendentes, una por nudo, cilíndricas a ligeramente aplanadas hacia la base, de (3)10 a 21 cm largo, con un pedículo de 2 a 5.5 cm de largo, la terminal

de 7 a 12 cm de largo; brácteas primarias pardo-purpúreas, triangulares, atenuadas, conspicuamente nervadas, glabras, enteras, crenado-serradas hacia el ápice; brácteas florales verdes con el ápice rosado, con puntos purpúreos, ovado-triangulares, de 1.4 a 2 mm de largo y de 0.5 a 0.7 mm de ancho, glabras, diminutamente crenadas, agudas, más cortas que los sépalos; flores polísticas, reflejas, muy laxamente dispuestas en forma subverticilada, numerosas por rama, actinomorfas, sésiles; sépalos verdes con el ápice rosado, con puntos purpúreos, ovado-triangulares, de 3.5 a 4.5 mm de largo y de 2.6 a 3.6 mm de ancho, enteros, glabros, redondeados; pétalos blanco-verdosos, estrechamente triangular-elípticos, de 5.8 a 6 mm de largo y de 3.2 a 3.8 mm de ancho, enteros, glabros, redondeados; estaminodios con los filamentos blancos, angostamente triangulares, aplanados, de 2.5 a 3 mm de largo, anterodios presentes, pardo-purpúreos, sagitiformes, de ca. 0.5 mm de largo; ovario verde, largamente ovoide, de 5 a 6 mm de largo y de 2.6 a 3 mm de diámetro, glabro, estigmas tres, verdosos, lineares, recurvados, de 2 a 2.3 mm de largo, papilosos en la parte interna. Cápsulas inmaduras verdes, pardo-rojizas o pardas oscuras cuando maduras, divaricadas a levemente reflexas, ovoides, de 1 a 1.2 cm de largo y de 4 a 6 mm de diámetro, lustrosas, sésiles a subsésiles. Semillas rojizas, fusiformes, de 8 a 9 mm de largo, con una cauda apical de ca. 2.5 mm de largo.

Tipo: MÉXICO. Michoacán, municipio de Peribán, cañón del río Apupátaro, en los Chorros del Varal, 19°31'02" N, 102°34'20" W, 910 m s.n.m., 25.V.2013, planta femenina, *A. Espejo, A. R. López-Ferrari & I. García Ruiz 7547* (Holotipo: UAMIZ; Isotipos: CIMI, IEB).

Paratipos: MÉXICO. Michoacán, municipio de Peribán, cañón del río Apupátaro, en los Chorros del Varal,19°31'02" N, 102°34'20" W, 910 m s.n.m., 25.V.2013, *A. Espejo, A. R. López-Ferrari & I. García Ruiz 7546* (CIMI, UAMIZ, masculina); municipio de Los Reyes, barranca de los Chorros del Varal, parte alta del bosque, abundante, bosque tropical subcaducifolio, 900-1000 m s.n.m., 20.VI.1990, *I. García 3190* (CIMI, UAMIZ, femenina); municipios de Los Reyes/Peribán, barranca de los Chorros del Varal, a la orilla de la barranca, común en lugares de fuerte pendiente y rocosidades, bosque tropical subcaducifolio, 900-1000 m s.n.m., 30.X.1993, *I. García* y *M. Cházaro 3667* (CIMI, IEB, XAL, femenina); Chorros del Varal parte alta de la barranca, cerca del cañón de Itzícuaro, ladera a orilla de la barranca, común en lugares de fuerte pendiente y rocosidades, bosque tropical subcaducifolio, 900-1000 m s.n.m., 26.XI.2003, *I. García, J. Nava* y *A. Linares 6270* (CIMI, femenina); Chorros del Varal, parte alta de la barranca, antes de la escalinata, hacia el lado izquierdo por el borde y hacia "voladeros", vista al

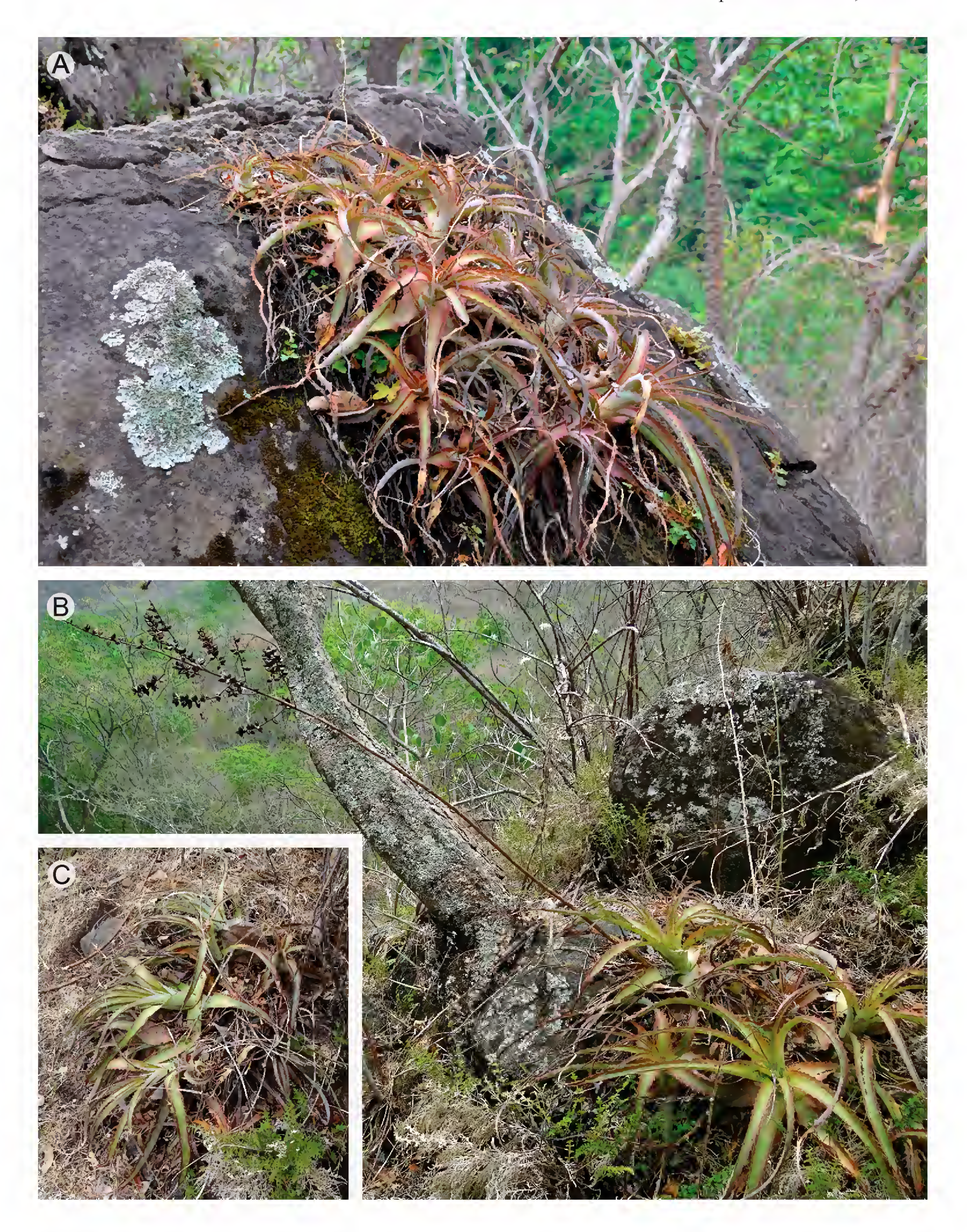


Fig. 1. *Hechtia purhepecha*. A. colonia cespitosa de rosetas; B. planta femenina en fruto; C. rosetas adultas zigomorfas. Fotografías A: I. García; B y C: A. Espejo.

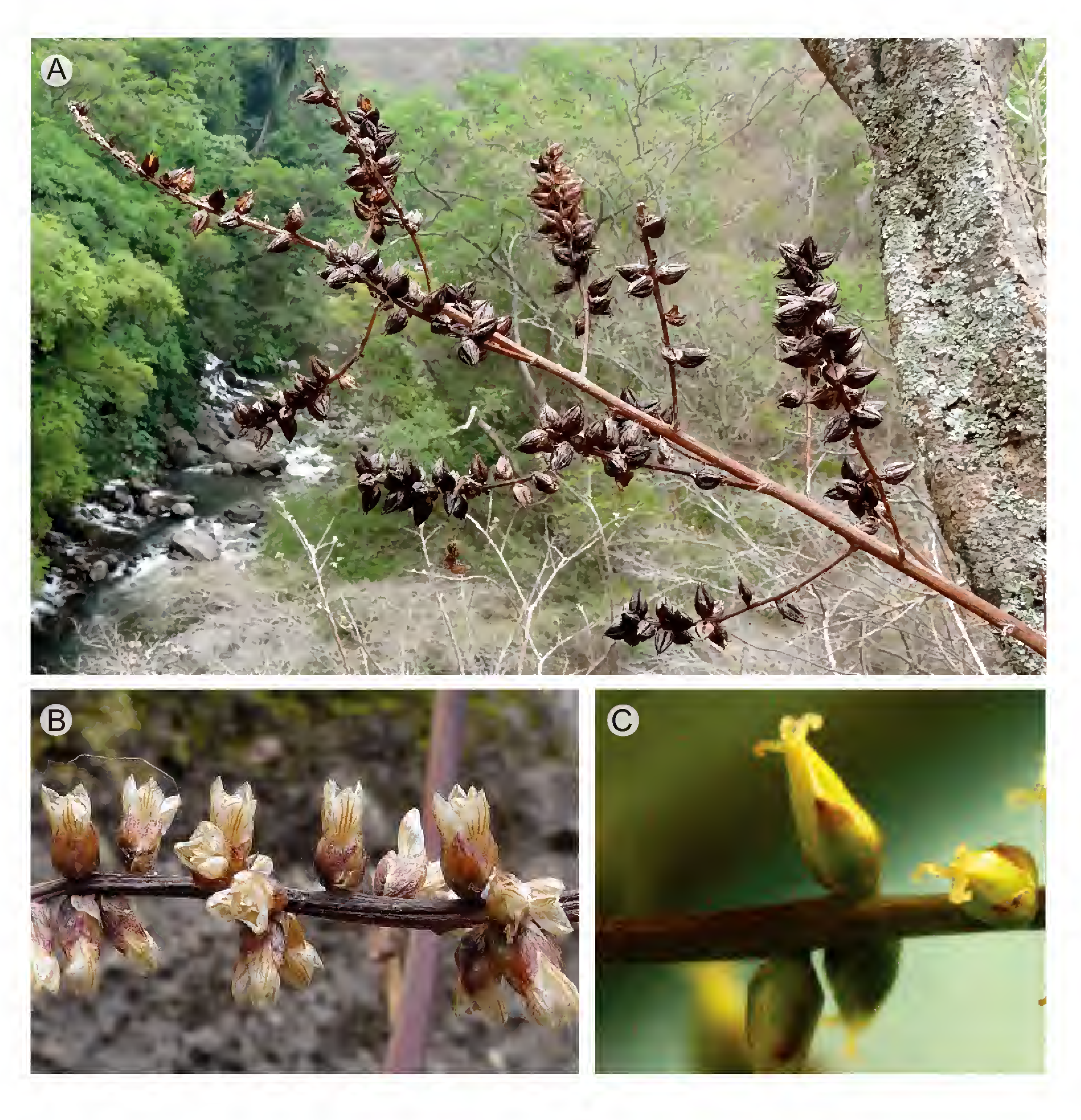


Fig. 2. *Hechtia purhepecha*. A. infrutescencia; B. flores masculinas; C. flores femeninas. Fotografías A y B: A. Espejo; C: I. García.

río Apupátaro, común en lugares de fuerte pendiente y rocosidades, bosque tropical caducifolio, 980-1000 m s.n.m., 2.IX.2004, *I. García 6772* (CIMI, femenina); barranca de los Chorros del Varal, 900-1000 m s.n.m., preparado de material cultivado 1.V.2005, *I. García 7094* (CIMI, IEB, UAMIZ, femenina); parte arriba (NE) de los Chorros del Varal, común, terrenos planos pedregosos, bosque tropical caducifolio, 950-1000 m s.n.m., 30.X.1993, *I. García* y *H. Madrigal 7186* (CIMI, UAMIZ, femenina).

Distribución y habitat. *Hechtia purhepecha* se conoce únicamente de los municipios de Los Reyes y Peribán, en el estado de Michoacán, en donde crece en riscos y taludes de rocas ígneas y/o cantos rodados, en bosque tropical caducifolio y/o subcaducifolio, formando extensas colonias cespitosas (Fig. 1A), entre 900 y 1000 m s.n.m. Florece y fructifica de abril a junio.

Etimología. Dedicamos esta especie a los integrantes de la etnia purhépecha, habitantes de la zona de la cual procede la nueva especie.

Hechtia purhepecha presenta rasgos similares a los de *H. laxissima* L.B. Sm. (1954), sin embargo ambas pueden diferenciarse por las características mostradas en el Cuadro 1. Los estolones delgados y bracteados del nuevo taxon recuerdan a los de *H. pretiosa* Espejo & López-Ferr. (Espejo-Serna et al., 2008). Las rosetas zigomorfas, con las hojas suaves y los márgenes con una banda purpúrea son únicas de la nueva especie.

Por otra parte, durante los recorridos en la barranca del río Apupátaro encontramos plantas de *Tillandsia guenther-nolleri* Ehlers (1995), especie hasta ahora solo conocida de los estados de Colima y Jalisco (Espejo-Serna et al., 2004), cerca de 100 km al oeste de esta localidad michoacana. El nuevo registro permite establecer que la distribución del taxon es mucho más amplia de lo que se conocía. *T. guenther-nolleri* Ehlers (Fig. 3) está registrada hasta ahora de los

Cuadro 1. Caracteres diferenciales entre *Hechtia purhepecha* y *H. laxissima.*

	Hechtia purhepecha	*Hechtia laxissima*
estolones	presentes	ausentes
brácteas del pedúnculo	foliáceas, 2-20 cm de largo, más largas que los entrenudos, espinosas en el margen, atenuadas y pungentes en el ápice	vaginiformes, ca. 2 cm de largo, mucho más cortas que los entrenudos, enteras a erosas en el margen, acuminadas y no pungentes en el ápice
flores femeninas	sésiles	pediceladas
sépalos (flores femeninas)	3.5-4.5 mm de largo	ca. 3 mm largo
pétalos (flores femeninas)	estrechamente triangular-elípticos, 5.8-6 mm largo	ovados, 5 mm largo

municipios de Manzanillo, Cihuatlán, La Huerta, Pihuamo y Peribán (Fig. 4), en los mencionados estados, habitando selvas bajas caducifolias como epífita y/o rupícola.

Ejemplares examinados. Colima, municipio de Manzanillo, alrededores de El Naranjo, camino río Marabasco - El Charco, 19°14'58" N; 104°31'30" W, 50 m s.n.m., bosque tropical caducifolio, 11.IV.2003, *A. Espejo, A. R. López-Ferrari, J. Ceja* y *A. Mendoza R. 6540* (UAMIZ). Jalisco, municipio de Cihuatlán, Cihuatlán río Marabasco, 10 m, *R. Ehlers* y *K. Ehlers EM910501* (Holotipo WU); municipio de La Huerta, 1.5 km SE de km 57 carretera Melaque - Puerto Vallarta; upper slopes of NW exposure of cerro Colorado, understory of deciduous forest, 19.VI.1987, *S.H. Bullock 1908* (MEXU); estación de biología Chamela, en cima de cerro con selva



Fig. 3. *Tillandsia guenther-nolleri*. A. detalle de la inflorescencia y flor; B. hábito. Fotografías A: A. Espejo; B: I. García.

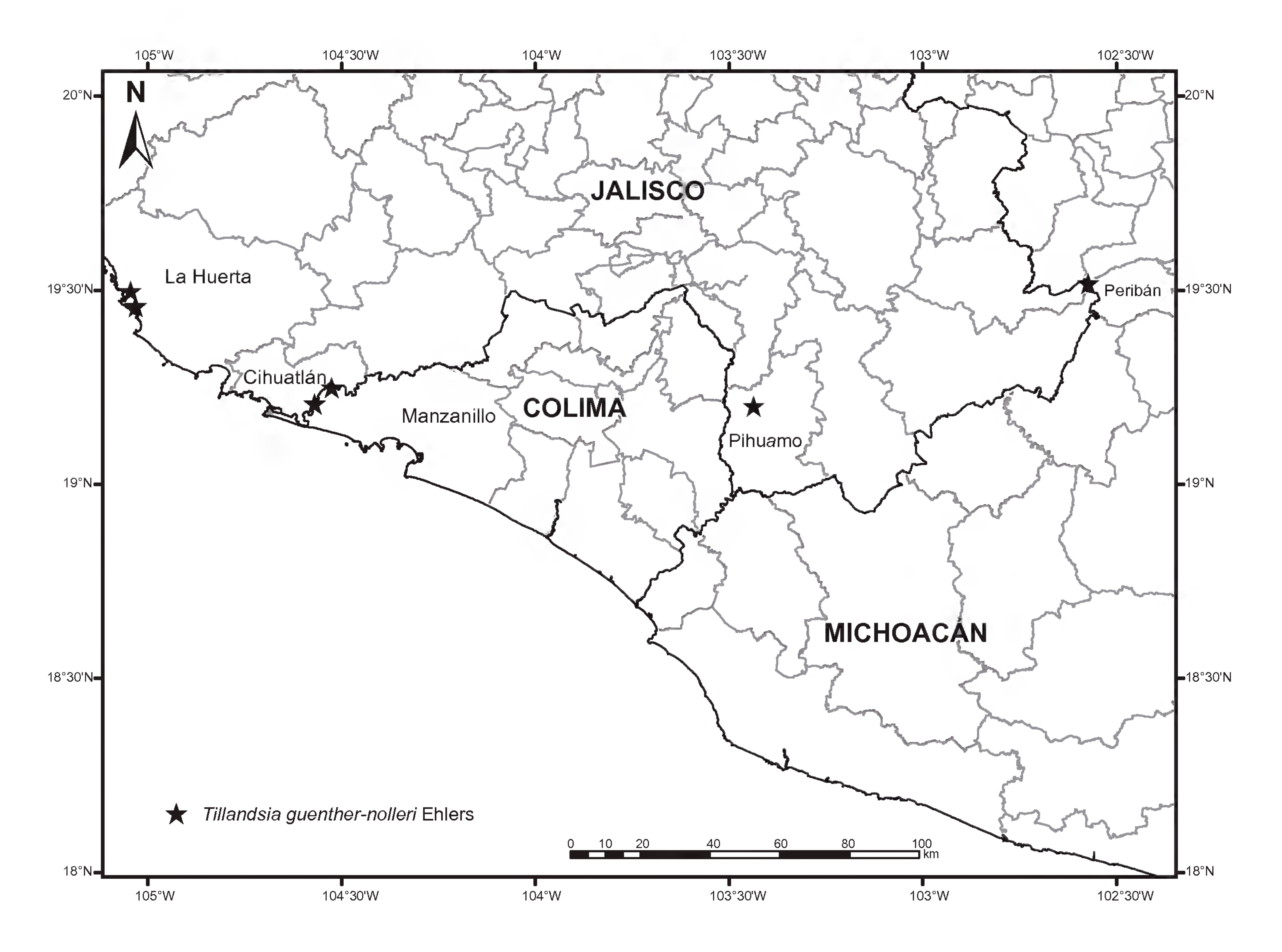


Fig. 4. Distribución conocida de *Tillandsia guenther-nolleri*. Mapa: I.N. Gómez Escamilla.

baja caducifolia, 24.II.1972, *L. A. Pérez Jiménez 621* (MEXU); municipio de Pihuamo, ca. 3 km sobre la brecha que va a Las Encinas, a partir de la carretera Pihuamo - Colima, 19°12'06" N; 103°26'08" W, 741 m s.n.m., vegetación secundaria derivada de selva baja caducifolia, *J. Ceja, A. Espejo, A. R. López-Ferrari* y *A. Mendoza R. 1411* (UAMIZ). Michoacán, municipio de Peribán, ribera del río Apupátaro, hacia el E de los Chorros del Varal, 19°31'02" N, 102°34'20" W, 910 m s.n.m., 25.V.2013, *A. Espejo, A. R. López-Ferrari* e *I. García R. 7550* (CIMI, UAMIZ).

AGRADECIMIENTOS

Deseamos expresar nuestro agradecimiento a los curadores de los herbarios CIMI, IEB, MEXU, UAMIZ, WU y XAL por las facilidades para consultar sus colecciones y a Ivonne Nayeli Gómez Escamilla por la elaboración del mapa que acompaña el trabajo. El primer autor agradece a la COFAA, del Instituto Politécnico

Nacional, por apoyar este tipo de investigaciones, así como a los colegas, amigos y familiares por la ayuda y la compañía durante los viajes de exploración. Finalmente expresamos nuestra gratitud al Sr. Ramón Mendoza por permitirnos el acceso al sitio de colecta.

LITERATURA CITADA

Ehlers, R., 1995. *Tillandsia guenther-nolleri* R. Ehlers spec. nov. Die Bromelie 1995: 13-17.

Espejo-Serna, A., A. R. López-Ferrari & I. Ramírez-Morillo. 2008. Dos nuevas especies de *Hechtia* (Bromeliaceae: Pitcairnioideae) del centro de México. Acta Bot. Mex. 83: 49-61.

Espejo-Serna, A., A. R. López-Ferrari, I. Ramírez-Morillo, B. K. Holst, H. E. Luther & W. Till. 2004. Checklist of Mexican Bromeliaceae with notes on species distribution and levels of endemism. Selbyana 25(1): 33-86.

Rzedowski, J. 1978. Tipos de vegetación de México. Ed. Limusa. México, D.F., México. 431 pp.

Smith, L. B. 1954. Studies in the Bromeliaceae - XVII. Contr. U. S. Natl. Herb. 29: 521-542.

Recibido en junio de 2013.

Aceptado en noviembre de 2013.

Acta Botanica Mexicana 107: 19-26 (2014)

NOTA SOBRE NUEVAS LOCALIDADES DE POBLACIONES SILVESTRES DEL ZAPOTE PRIETO (*DIOSPYROS XOLOCOTZII*, EBENACEAE), ESPECIE AMENAZADA DEL OCCIDENTE DE MÉXICO

Ignacio Torres[1, 3] y Santiago Arizaga[2]

[1]Universidad Nacional Autónoma de México, Centro de Investigaciones en Ecosistemas, Laboratorio de Ecología y Evolución de Recursos Vegetales, Antigua Carretera a Pátzcuaro 8701, Colonia Ex-Hacienda de San José de la Huerta, 58190 Morelia, Michoacán, México.
[2]Universidad Nacional Autónoma de México, Escuela Nacional de Estudios Superiores Unidad Morelia, Antigua Carretera a Pátzcuaro 8701, Colonia Ex-Hacienda de San José de la Huerta, 58190 Morelia, Michoacán, México.
[3]Autor para la correspondencia: itorresg@cieco.unam.mx

RESUMEN

Se documentan tres nuevas localidades del zapote prieto o aguacatillo (*Diospyros xolocotzii* Madrigal & Rzedowski), una especie críticamente amenazada, así como su estructura poblacional y su hábitat. Dos de ellas son restos de poblaciones silvestres del zapote prieto en el estado de Michoacán. Una está representada por un solo individuo ubicado en el traspatio de una propiedad en Santa María de Guido. La otra está conformada por cinco árboles en una parcela agrícola de Santiago Undameo. Ambas localidades pertenecen al municipio de Morelia. Por el contrario, la tercera corresponde a la población silvestre más conservada hasta ahora conocida en el país de *D. xolocotzii*, la cual cuenta con alrededor de 1500 individuos. Se ubica hacia el norte de la cuenca del lago de Cuitzeo, dentro de una barranca en la localidad de San José de Las Pilas, municipio de Acámbaro, Guanajuato.

Palabras clave: aguacatillo, Cuitzeo, *Diospyros,* especie endémica, Guanajuato, Michoacán, población relicta.

ABSTRACT

Three new localities of *Diospyros xolocotzii* Madrigal &Rzedowski (zapote prieto or aguacatillo), a critically endangered species, are recorded for Mexico, and a description of its

population structure and habitat is presented. Two localities are relicts of wild populations of the zapote prieto in the state of Michoacán. One of them is represented by a single individual in the settlement of Santa María de Guido. The other one consists of five trees in an agricultural field in Santiago Undameo. Both localities belong to the municipality of Morelia, Michoacán.

In contrast, the third locality corresponds to the best conserved wild population of *D. xolocotzii* known until now in Mexico, which has about 1500 individuals. It is found in the northern part of the Cuitzeo lake basin, in a canyon in the locality of San José de Las Pilas, municipality of Acámbaro, in the state of Guanajuato.

Key words: aguacatillo, Cuitzeo, *Diospyros*, endemic species, Guanajuato, Michoacan, relict population.

INTRODUCCIÓN

Diospyros xolocotzii Madrigal & Rzed. (Ebenaceae) fue descubierta en 1985 en el Manantial La Mintzita, en el municipio de Morelia, Michoacán. Se trata de un zapote silvestre comestible conocido como zapote prieto (Madrigal-Sánchez y Rzedowski, 1988). *Diospyros xolocotzii* es una planta arbórea dioica, caducifolia, la cual puede presentar uno o varios fustes y exhibe una alta reproducción vegetativa. Esta especie presenta una distribución reducida, de la cual solo se conocía una población conformada por 20 individuos en la localidad tipo.

El hábitat circundante a este manantial está sujeto a intensa perturbación y gran presión por cambio de uso de suelo, principalmente con fines agropecuarios y asentamientos humanos. Por estas y otras causas, parece que varios procesos biológicos esenciales para garantizar la supervivencia de la población (polinización, dispersión y reclutamiento) están siendo afectados negativamente. La fragmentación del hábitat ha determinado que los individuos de zapote queden confinados a montículos rocosos que rodean los cultivos y en menor proporción a la vegetación secundaria (Madrigal-Sánchez y Rzedowski, 1988; Sánchez-Atanacio, 2009).

En un trabajo reciente, Sánchez-Atanacio (2009) documentó para La Mintzita una población de 56 individuos de zapote prieto. Más de la mitad (55%, es decir 31 ejemplares) son plantas juveniles aún no reproductivas, 29% (16) corresponde a árboles masculinos y solo 16% (9) a los femeninos. Debido a lo anterior, la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales en la NOM-059 ha ubicado a *D. xolocotzii* como una especie amenazada (Anónimo, 2010).

En este trabajo se dan a conocer los resultados de una búsqueda sistematizada de nuevas localidades de *D. xolocotzii* en la cuenca del lago de Cuitzeo, así como

su estructura poblacional y su hábitat, con la finalidad de actualizar su distribución geográfica como base para su conservación.

MATERIALES Y MÉTODOS

La prospección de nuevas poblaciones se llevó a cabo en la cuenca del lago de Cuitzeo dentro del matorral subtropical (Villa-Castillo, 1998). Durante el periodo de marzo de 2006 a diciembre de 2009, se realizaron un total de 39 salidas sistematizadas elegidas mediante una retícula de 5 x 5 km.

En los sitios donde se encontró al zapote se colectaron ejemplares en los periodos de floración y fructificación. La identificación se realizó con literatura especializada (Carranza, 2000), además de cotejar con ejemplares de los herbarios del Instituto de Ecología, A.C. (IEB) y de la Facultad de Biología de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (EBUM). Los ejemplares herborizados se depositaron en los mismos herbarios y en el Centro de Investigaciones en Ecosistemas de la Universidad Nacional Autónoma de México - Campus Morelia. Para cada localidad se realizó una descripción del hábitat que comprendió: i) ubicación geográfica, ii) altitud, iii) tipo de vegetación según Rzedowski & Calderón de Rzedowski (1987), iv) listado de especies arbóreas acompañantes y v) apreciación del estado de conservación de la población silvestre.

A partir del método descrito por Gentry (1988), se caracterizó su estructura poblacional en la localidad silvestre por medio de dos transectos de 50 x 5 m donde se registró: i) densidad, ii) sexo (presencia de flores o frutos), iii) altura del fuste, iv) altura total, v) número de ramas, vi) diámetro a la altura del pecho (DAP), vii) dos diámetros de copa y viii) presencia de daños de tipo antrópico clasificándola en dos categorías: evidencia de corte y marcas de fuego. Además se recorrió toda la extensión que comprende la población de la especie para tratar de establecer el total de individuos mediante conteo directo.

RESULTADOS

Localidades de Michoacán

Se encontraron dos nuevas localidades dentro del municipio de Morelia, una ubicada al sur y la otra al suroeste de la ciudad de Morelia (Cuadro 1). La prime-

Cuadro 1. Descripción del hábitat de las nuevas localidades de *D. xolocotzii* y la localidad tipo.

Localidad (municipio y estado)	Ubicación geográfica	Altitud (m s.n.m.)	Unidad ambiental	Estado de conservación	Número de individuos	Especies arbóreas acompañantes
San José de Las Pilas, Acámbaro, Guanajuato	19°59'58" N 100°53'32" W	2077	matorral subtropical	bueno	±1500	cerca de 16
Santa María de Guido, Morelia, Michoacán	19°40'16.6" N 101°11'28.2" W	2030	zona urbana con vestigios de matorral subtropical	extremadamente crítico	1	cerca de 4
Santiago Undameo, Morelia, Michoacán	19°35'44" N 101°17'13" W	2025	zona rural-agrícola con vestigios de matorral subtropical	muy crítico	5	cerca de 7
ANP Manantial La Mintzita, Morelia, Michoacán	19°38'44.5" N 01°16'28.4" W	1900	zona rural-agrícola con vestigios de matorral subtropical	crítico	56	cerca de 16

ra se encuentra en Santa María de Guido y está compuesta por un solo individuo masculino reproductivo de 9 m de altura, con diámetro promedio de copa de 3.78 m, presenta un fuste principal y cuatro secundarios con un DAP promedio de 17.98 ± 9.21 cm. El árbol crece en el patio de una vivienda dentro del área urbana de la comunidad.

La segunda localidad se ubica en Santiago Undameo y está conformada por cinco individuos que muestran una altura promedio de 6.50 ± 1.18 m, un diámetro promedio de copa de 7.35 ± 1.73 m y un DAP promedio de 19.73 ± 5.23 cm. Cuatro de ellos se encuentran rodeando un terreno agrícola (dos femeninos, uno masculino y uno juvenil); el último es un árbol femenino de 7.98 m de altura y un diámetro de copa promedio de 9.25 m. Está ubicado en el traspatio de una vivienda aledaña, a 590 m de distancia de los anteriores.

En ambas localidades aún es posible encontrar algunos vestigios de especies leñosas típicas del matorral subtropical, tales como *Condalia velutina*, *Ipomoea murucoides*, *Forestiera phyllireoides*, *Casimiroa edulis*, *Erythrina* sp., entre otras; sin

embargo el estado de conservación que presenta *D. xolocotzii* es altamente crítico dada su baja densidad y ubicación.

Localidad de Guanajuato

Se encontró una sola localidad en una barranca cerca de la comunidad de San José de Las Pilas, que forma parte de la sierra de San Pablo Pejo, en el municipio de Acámbaro (Cuadro 1). Presenta una abrupta topografía con altitudes que oscilan de 1900 a 2570 m.

La vegetación es un matorral subtropical con buen estado de conservación y abundantes especies leñosas caducifolias entre las que destacan: *Acacia farnesiana*, *Casimiroa edulis*, *Cedrela dugesii*, *Celtis caudata*, *Condalia velutina*, *Ehretia latifolia*, *Erythrina* sp., *Euphorbia tanquahuete*, *Eysenhardtia polystachya*, *Ipomoea murucoides*, *Prosopis laevigata* y *Prunus brachybotrya*. La presencia de *Diospyros xolocotzii,* conocido localmente como aguacatillo, es común; sin embargo tiene una distribución agregada.

Se encontró una densidad de 16.5 ± 2.12 individuos/500 m^2, con una altura promedio de 5.45 ± 2.18 m que oscila desde 1.72 m hasta 11.50 m. Presentan un diámetro promedio de copa de 3.95 ± 1.88 m de diámetro, un fuste promedio de 2.02 ± 0.91 m de altura, un DAP de 11.10 ± 10.30 cm y con 5.21 ± 3.59 ramas por individuo.

La distribución de frecuencias de la altura es casi normal, con la mayor frecuencia de individuos (61%) entre 3 y 6 m de altura. En contraparte, los árboles grandes (10.5-12 m) solo representan 6%. El DAP mostró una distribución cargada hacia la izquierda, lo que sugiere que son más abundantes las plantas juveniles (≤15 cm de DAP; 79% del total). Cabe destacar que en el área de muestreo no se encontró ninguna plántula de zapote prieto.

Esta población de *D. xolocotzii* presenta una gran cantidad de árboles reproductivos, al parecer dominada por individuos femeninos (Cuadro 1). Se estima la existencia de alrededor de 1500 plantas de ambos sexos. Por otro lado, hay numerosos indicios de daños por fuego y por machetazos.

DISCUSIÓN

Diospyros xolocotzii es una especie que, a pesar que recientemente se han encontrado más individuos en la localidad tipo (Sánchez-Atanacio, 2009), se había considerado endémica al Manantial La Minzita, Michoacán. En este trabajo primeramente se muestra que su distribución es más amplia de lo que se conocía, con la

presencia de tres nuevos sitios, dos en Michoacán y uno en Guanajuato. Sánchez-Atanacio (2009) sugiere la existencia de más poblaciones dentro y fuera de la cuenca que comparten las mismas condiciones climáticas de La Mintzita en donde es factible hallarla. Es probable que nuevos esfuerzos de exploración revelen su presencia en lugares adicionales.

Otro aspecto importante es el avance en el conocimiento del estado de conservación de *D. xolocotzii*. En Michoacán, las localidades de Santa María de Guido y Santiago Undameo posiblemente representan vestigios de lo que se presume fueron poblaciones más grandes. Su estado de conservación es crítico, debido a diversos factores de disturbio causados por el hombre que han conllevado a las presuntas poblaciones silvestres a su extinción local, ya que la actual cantidad de individuos (1 y 5, respectivamente) no es suficiente para asegurar la persistencia natural de la especie.

En La Mintzita la situación es muy similar, ya que el mantenimiento de la población de *D. xolocotzii* recae en tres árboles femeninos (Sánchez-Atanacio, 2009). Por lo tanto, de continuar las presiones generadas por el hombre que reducen la población y que afectan los procesos naturales de regeneración, en poco tiempo se podría extinguir localmente esta especie.

La propagación por semillas aún es factible para los árboles de la localidad de Santiago Undameo, ya que se observaron frutos fértiles. Sin embargo, no se apreciaron reclutamientos naturales. Posiblemente las condiciones ecológicas del suelo se han modificado negativamente como consecuencia de su intenso manejo con fines agrícolas. Por otro lado, se está construyendo una nueva vivienda en esta propiedad cerca de los zapotes, de manera que su destino es muy incierto.

En Santa María de Guido solo es posible la propagación vegetativa del único individuo que la conforma. No obstante, los propietarios demandan del espacio para ampliar su vivienda. Esto ha provocado que un árbol vegetativo de esta especie fuera talado en los dos últimos años.

Por el contrario, la población de Guanajuato es la que se encuentra en el mejor estado de conservación, con una estructura poblacional aún joven pero con suficientes individuos reproductivos de ambos sexos que garantizarían el reclutamiento de nuevas plántulas vía semillas. En nuestras visitas no encontramos evidencias de ello; sin embargo, tal situación puede deberse a un desfase de la producción de semillas. También es posible que nuestro muestreo se haya realizado en un año en que no hubo la suficiente lluvia como para evidenciar este reclutamiento en campo, o bien que los transectos se establecieron en sitios que no tienen las condiciones ideales para su crecimiento, ya que estaban relativamente cerca de una vereda transitada por los lugareños. Colateralmente, se aprecia la propagación vegetativa natural que

posee la especie. Esta población presenta la mayor cantidad de individuos silvestres de *D. xolocotzii* hasta ahora conocida en el país, estimada en aproximadamente 1500 plantas (Cuadro 1).

No obstante que las poblaciones de Michoacán aquí registradas están prácticamente extintas, es urgente encaminar acciones para preservar los individuos existentes. Debido al tamaño que presentan, es difícil su trasplante; otra opción es mediante su propagación vegetativa. En este sentido es interesante comentar que Beltrán (2012) ha logrado injertar a *D. xolocotzii*. Por otro lado, es necesario reforzar la divulgación y educación ambiental entre el sector apropiado de la sociedad sobre el estado crítico que guarda esta especie con la finalidad de que cooperen a su conservación, al menos no dañándola.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos al Pas. en Ing. Forestal Román Bacilio López y a la M. en C. Isela Edith Zermeño Hernández, quienes colaboraron en el hallazgo de algunas localidades; al Dr. Jerzy Rzedowski por examinar parte del material botánico colectado; al Dr. Pablo Carrillo-Reyes, al Dr. Francisco Espinosa y al M. en C. Xavier Madrigal-Sánchez por la revisión y comentarios para mejorar el presente manuscrito; y finalmente a la familia Cesar Verduzco por las facilidades otorgadas para realizar este trabajo.

LITERATURA CITADA

Anónimo. 2010. Norma Oficial Mexicanas-059-Semarnat-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestre-Categoría de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación. 30 de Diciembre de 2010. Segunda Sección. México, D.F., México.77 pp.

Beltrán, M. D. 2012. Evaluación del potencial de propagación vegetativa en zapote prieto (*Diospyros xolocotzii*). Tesis de licenciatura de Ingeniero Forestal. Instituto Tecnológico del Valle de Morelia. Morelia, Michoacán, México. 82 pp.

Carranza, E. 2000. Ebenaceae. Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes 83: 1-9.

Gentry, A. H. 1988. Changes in plant community diversity and floristic composition on environmental and geographical gradients. Ann. Missouri Bot. Gard. 75: 1-34.

Madrigal-Sánchez, X. y J. Rzedowski.1988. Una especie nueva de *Diospyros* (Ebenaceae) del municipio de Morelia, estado de Michoacán, México. Acta Bot. Mex. 1: 3-6.

Rzedowski J. y G. Calderón de Rzedowski. 1987. El bosque tropical caducifolio de la región mexicana del Bajío. Trace 12: 12-21.

Sánchez-Atanacio, F. 2009. Bases ecológicas y agronómicas del zapote prieto (*Diospyros xolocotzii*): una especie amenazada de Michoacán. Tesis de licenciatura en Agronomía. Instituto Tecnológico del Valle de Morelia. Morelia, Michoacán, México. 86 pp.

Villa-Castillo, B. 1998. Inventario de los recursos vegetales presentes en la cuenca del lago de Cuitzeo, Michoacán, México. Centro de Investigación y Desarrollo del Estado de Michoacán. Morelia, Michoacán, México. 110 pp.

Recibido en febrero de 2013.

Aceptado en octubre de 2013.

Acta Botanica Mexicana 107: 27-65 (2014)

AFINIDADES FLORÍSTICAS Y FITOGEOGRÁFICAS DE LA VEGETACIÓN DEL MUNICIPIO DE SAN JOSÉ ITURBIDE, GUANAJUATO, MÉXICO

Jorge Gutiérrez[1] y Eloy Solano[1, 2]

[1]Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Unidad de Investigación en Sistemática Vegetal y Suelo, Carrera de Biólogo, Apdo. postal 9-020, Iztapalapa, 09230 México, D.F., México.
[2]Autor para la correspondencia: solanoec@unam.mx

RESUMEN

Se realizó un estudio florístico y se establecieron los patrones de distribución geográfica y ecológica de las especies que conforman la flora vascular del municipio de San José Iturbide, Guanajuato. Este municipio se ubica en el Altiplano Mexicano. El área de estudio cubre una superficie de 538 km^2. Se censaron 661 especies, incluidas en 361 géneros y 101 familias. Se encontraron dos nuevos registros para el estado de Guanajuato, *Osmunda regalis* var. *spectabilis* y *Anoda pentaschista*. Se estimó que el inventario integra cerca de 70% de los taxa presentes en el área. El 41% de las especies son endémicas de México, 114 de ellas son propias del centro del país, siete de éstas solo se distribuyen en áreas cercanas al municipio y una es endémica del mismo. La flora vascular de la zona tiene afinidad con la de los matorrales xerófilos del centro de México, y comparte un gran número de especies con la vegetación de clima árido del Altiplano Mexicano. San José Iturbide contiene 12% de las 5500 especies estimadas para la región que abarca el proyecto “Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes”, y 22% de las calculadas para el estado de Guanajuato, por lo tanto, su riqueza florística es alta si se considera su pequeña superficie.

Palabras clave: Altiplano Mexicano, biogeografía, especies endémicas, flora, matorral xerófilo.

ABSTRACT

A floristic study was carried out in the municipality of San José Iturbide, Guanajuato, located on the Mexican Plateau. The geographic distribution and ecological patterns of the

vascular flora were analyzed. The studied area covers 538 km^2. We recordered 661 species, belonging to 101 families and 301 genera. In this area two new records for the flora of Guanajuato were found, *Osmunda regalis* var. *spectabilis* and *Anoda pentaschista.* The floristic inventory represents around 70% of the taxa present in the zone. 41% of the species are endemic to Mexico, 114 are unique for Central Mexico, seven of these species are only distributed in areas situated near the municipality and one of them is endemic of it. The vascular flora of San José Iturbide shows geographical affinities with that of the semiarid scrubs of Central Mexico, and it shares many species with the arid climate vegetation of the Mexican Plateau. San José Iturbide contains 12% of the 5500 species estimated for the region of the project "Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes" and 22% for the state of Guanajuato. Therefore, the floristic richness of the area is considered high, taking into account its small area.

Key words: biogeography, endemic species, flora, Mexican Plateau, xerophilous scrub.

INTRODUCCIÓN

El estado de Guanajuato comparado con otras entidades de la República Mexicana como Chiapas, Oaxaca y Veracruz, es poco diverso. Según estimaciones de Villaseñor (2003), contiene 1755 especies de angiospermas, y recientemente Zamudio y Galván (2011) registraron 2774 especies de plantas vasculares y consideran que la riqueza florística de la entidad puede alcanzar las 3000 especies. Esta última cifra representaría el 10% de la flora vascular de México, si ésta asciende a 30 000 especies. En general desde la época colonial hasta 1984, la región del Bajío había sido poco estudiada desde el punto de vista florístico, pese a lo céntrico de su ubicación y sus numerosas vías de comunicación.

Langman (1964), Rzedowski (1997), Carranza (2005) y Zamudio y Galván (2011) reseñaron los trabajos florísticos efectuados en los estados de Guanajuato, Querétaro y el norte de Michoacán. Entre éstos sobresalen algunos estudios sobre grupos particulares de plantas, como el de Bárcenas (1999), quien analizó la diversidad y conservación de cactáceas en Guanajuato; Pérez-Calix (1997) describió una especie nueva de *Echeveria* (Crassulaceae) y Ocampo (2002) propuso *Portulaca guanajuatensis*, endémica de San José Iturbide. Del mismo modo, Solano y Dávila (2003) publicaron *Polianthes multicolor* (Agavaceae) endémica de Guanajuato. En años recientes, Martínez-

Cruz y Téllez-Valdez (2004) inventariaron la flora de la Sierra de Santa Rosa, para la que registraron 496 especies y destacaron que la zona, a pesar de su pequeña superficie, contiene 8.7% de las estimadas para la Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes.

Antes de que iniciara el proyecto Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes, el estado de Guanajuato y particularmente San José Iturbide, eran regiones poco exploradas florísticamente. McVaugh en 1971 recolectó en el cerro el Zamorano, Rzedowski (1997) y Rzedowski y Rzedowski (1995) en la parte oeste del mismo municipio, sin realizar trabajo intensivo. En este trabajo se inventarió la flora vascular de San José Iturbide y se establecieron los patrones de distribución geográfica y ecológica de las especies presentes, con la intención de contribuir al conocimiento florístico de México y en particular del estado de Guanajuato.

ÁREA DE ESTUDIO

El municipio de San José Iturbide se localiza al noreste del estado de Guanajuato, entre 20°53' y 21°00' de latitud norte, 100°23' y 100°32' de longitud oeste (Fig. 1). Cubre un área de 538 km^2. Colinda al norte con los de San Luis de la Paz y Dr. Mora; al este con Tierra Blanca (Guanajuato); al sur con El Marqués y Querétaro de Arteaga (Querétaro) y al oeste con San Miguel de Allende (Guanajuato). La altitud del municipio va de 2100 a 2500 m (Anónimo, 1998b).

Hacia el centro y norte del municipio de San José de Iturbide existen sedimentos aluviales y afloramientos de rocas ígneas intrusivas y extrusivas que datan del Cuaternario y Terciario. Hacia el suroeste predominan rocas metamórficas del Triásico-Jurásico y sedimentarias marinas del Cretácico (Anónimo, 1998a). La hidrología está representada principalmente por arroyos intermitentes que surgen del sistema montañoso situado al este y sureste, en el área colindante con el estado de Querétaro. Los climas predominantes son el templado subhúmedo (Cw) y el seco estepario (BS) (Anónimo, 1981). El BS cubre aproximadamente 85% de la superficie municipal, con una temperatura y precipitación medias anuales de 17 °C y 519 mm respectivamente (Fig. 2). Los suelos que destacan son: feozems al norte, noroeste y oeste, y xerosoles, vertisoles y planosoles al centro, sur, este y oeste (Anónimo, 1998c). La mayor parte del área está dedicada a la agricultura, pero existen pequeñas zonas con matorral xerófilo. Hacia el noreste se encuentran un bosque de *Pinus cembroides* y *Quercus*, además de matorrales de *Arctostaphyllos pungens* y *Dodonaea viscosa*.

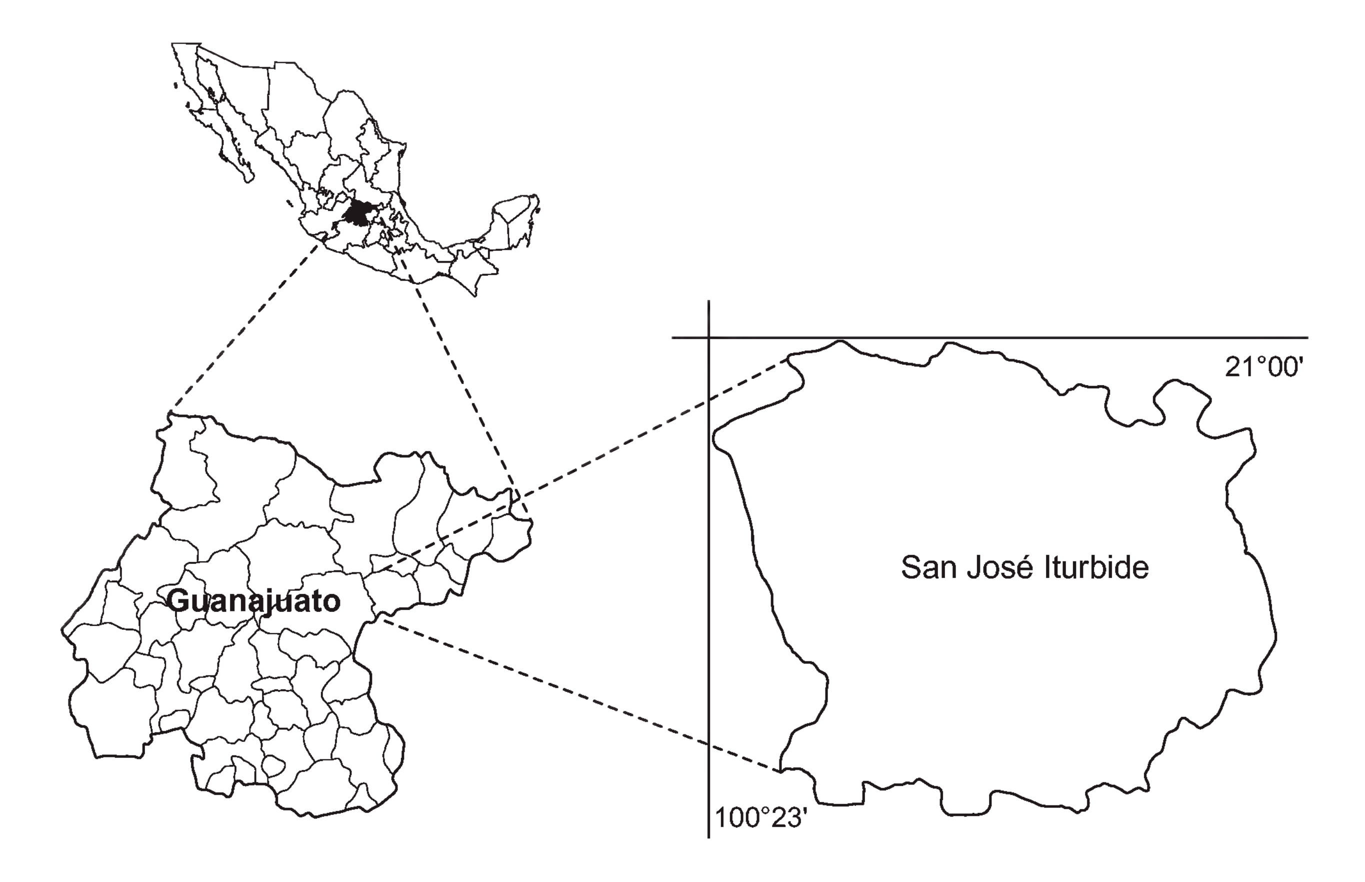


Fig. 1. Ubicación geográfica del municipio de San José Iturbide, Guanajuato.

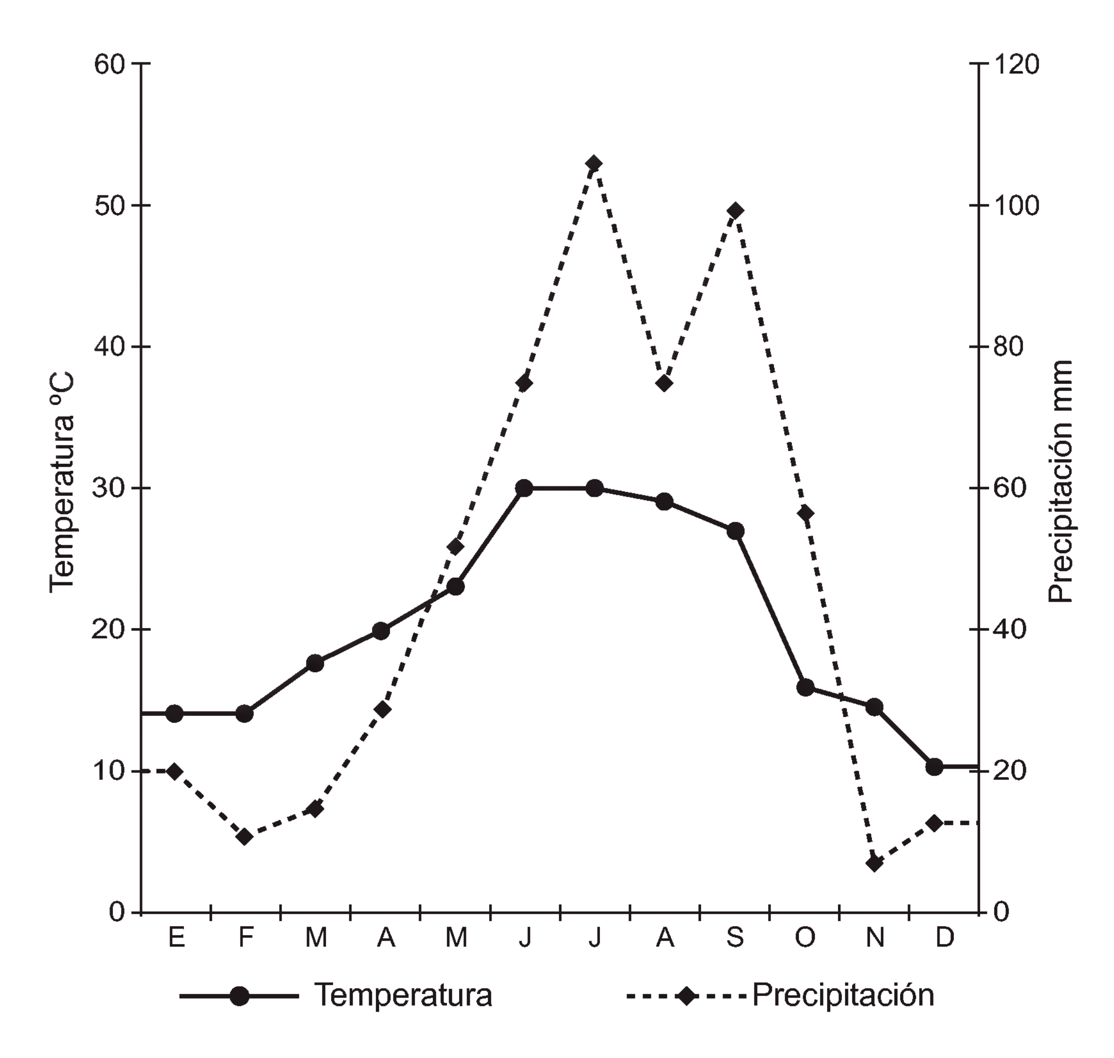


Fig. 2. Diagrama ombrotérmico de la estación climatológica de San José Iturbide, municipio de San José Iturbide, Guanajuato.

MÉTODOS

Para la recolecta de plantas vasculares en el área de estudio se realizaron doce salidas al campo durante dos años, cada una con una duración de tres días en promedio. Los ejemplares se determinaron con ayuda de bibliografía especializada. Un duplicado se depositó en el Herbario FEZA y los otros se enviaron a IEB y MEXU.

Con la finalidad de obtener un catálogo florístico lo más completo posible e incluir los taxa que no fueron recolectados en el presente estudio, se hizo una búsqueda bibliográfica de los trabajos florísticos desarrollados en el municipio, se revisaron los fascículos de Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes hasta el momento publicados, y se consultó la base de datos del herbario IEB. La correcta ortografía de los nombres científicos se corroboró con la base de Tropicos (Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. http://www.tropicos.org, consultada el 2 de junio de 2011). El listado florístico se ordenó alfabéticamente con apoyo de diferentes sistemas de clasificación. Los helechos y plantas afines se enlistaron de acuerdo con Mickel y Smith (2004), las gimnospermas con base en McVaugh (1992) y el sistema adoptado por el comité editorial de Flora de Norte América (Anónimo, 1993). Las monocotiledóneas (Liliopsida) se agruparon siguiendo la propuesta de Dahlgren et al. (1985) y las dicotiledóneas (Magnoliopsida) de acuerdo con Cronquist (1981).

Para estimar la riqueza florística y calcular cuántas especies faltarían por incorporarse al inventario florístico, con base en cada evento de recolecta se construyó una matriz de presencia-ausencia. El primer evento correspondió a los taxa registrados en los diferentes fascículos de Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes que han sido publicados, y los contenidos en la base de datos del Herbario IEB correspondientes al municipio de San José Iturbide. La primera salida al campo efectuada en este trabajo se consideró como el segundo evento, y así sucesivamente. La matriz resultante fue analizada con el programa EstimateS versión 7.5 y los estimadores ICE (“Incidence-based Coverage Estimator”) (Colwell, 2005) y Chao2 (Chao, 1984). El porcentaje de la diversidad conocida respecto a la estimada se obtuvo con el siguiente coeficiente:

(S_{obs} / S_{est}) X100
S_{obs} = especies observadas
S_{est} = especies estimadas

Por otro lado, se comparó la riqueza florística del municipio con ocho zonas previamente estudiadas del país, y su similitud en el nivel genérico con diez listados,

ocho de ellos correspondientes a zonas localizadas en México, una en el sur de Estados Unidos y la otra en el Perú. Se construyó una matriz básica de datos presencia-ausencia con 997 géneros o estados de carácter y diez áreas geográficas (Unidades Taxonómicas Operativas). La matriz fue analizada con el programa de cómputo NTSYS, versión 2.02 (Rohlf, 1998). Con base en ella y el coeficiente de asociación Jaccard, se elaboró la matriz de similitud y finalmente se procedió al agrupamiento por medio del método Media Aritmética no Ponderada (UPGMA, por sus siglas en inglés).

Para conformar los patrones de distribución geográfica en el nivel genérico, se utilizó la información contenida en la literatura especializada y en las etiquetas de los ejemplares de herbario. Las especies se organizaron en seis grupos, cuatro de ellos propuestos por Rzedowski (1991b): México, Megaméxico I, Megaméxico II y Megaméxico III. Los otros dos fueron uno a nivel continental y otro de amplia distribución (mundial). Para cada grupo se registraron las especies con distribución común con las Antillas. Del mismo modo, se calculó el porcentaje de endemismos y de aquellos taxa con repartición geográfica restringida a San José Iturbide y zonas circundantes. Las especies introducidas o cultivadas no se consideraron en el análisis fitogeográfico.

En los patrones de distribución ecológica se ubicó a cada especie en nueve de los diez tipos de vegetación reconocidos por Rzedowski (1978), agrupados de la siguiente manera: tropical (bosque tropical perennifolio, bosque tropical subcaducifolio, bosque tropical caducifolio), árida (bosque espinoso, matorral xerófilo, pastizal) y templada (bosque de coníferas, bosque de *Quercus,* bosque mesófilo de montaña).

RESULTADOS

En el municipio de San José Iturbide se registraron 101 familias, 361 géneros, 661 especies y 49 taxa infraespecíficos (Cuadro 1). De acuerdo con los estimadores Chao2 e ICE, solo se ha inventariado entre 65.5 y 67.44% de la flora vascular del municipio, faltarían por recolectarse entre 319 y 348 especies respectivamente (Fig. 3). Se observa que los helechos y plantas afines, así como las gimnospermas, están poco representados, el mayor número corresponde a las angiospermas y dentro de éstas sobresalen las dicotiledóneas, seguidas por las monocotiledóneas. Asimismo, en esta área se localizaron dos nuevos registros para el estado de Guanajuato, *Osmunda regalis* var. *spectabilis* y *Anoda pentaschista*.

Cuadro 1. Resumen cuantitativo de las plantas vasculares inventariadas en el municipio de San José Iturbide, Guanajuato.

Grupo	Familia	Género	Especie
Pteridofitas y plantas afines	7 (6.93%)	12 (3.32%)	24 (3.63%)
Gimnospermas	2 (1.98%)	2 (0.55%)	2 (0.30%)
Dicotiledóneas	76 (73.25%)	284 (78.67%)	533 (80.63%)
Monocotiledóneas	16 (15.84%)	63 (17.45%)	102 (15.43%)
Total	101	361	661

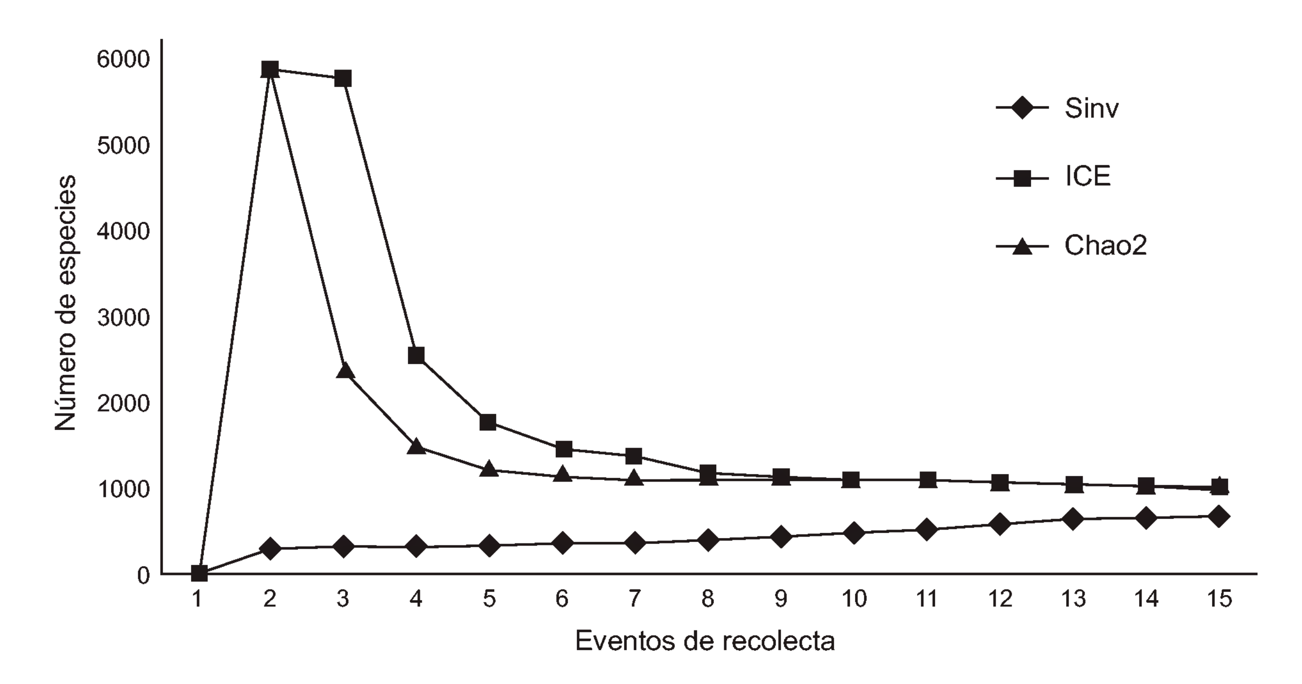


Fig. 3. Estimación de la riqueza florística del área de San José Iturbide, Guanajuato. Sinv = especies inventariadas, ICE y Chao2 = estimadores de riqueza no parámetricos.

El mayor número de géneros en orden decreciente se registró en las familias Asteraceae, Fabaceae, Poaceae, Cactaceae, Malvaceae y Solanaceae (Cuadro 2). Los géneros con la cantidad más grande de especies en los helechos y plantas afines son *Cheilanthes* y *Selaginella*. En las angiospermas sobresalen *Salvia, Euphorbia, Ipomoea, Muhlenbergia*, *Solanum*, *Gnaphalium* y *Mammillaria* (Cuadro 3).

La comparación de la riqueza de plantas vasculares del municipio de San José Iturbide con la de ocho otras zonas del país, indica que esta región solo es superada en el número de especies, géneros y familias por la de Nizanda, Oaxaca, y a nivel de género y especie por la cuenca del Río Estórax, Querétaro (Cuadro 4).

Con respecto a las formas biológicas, las especies herbáceas anuales y perennes están mejor representadas, seguidas de los arbustos y los árboles. Las epífitas,

Cuadro 2. Familias de plantas vasculares con mayor número de géneros y especies inventariadas en San José Iturbide, Guanajuato.

Familia	Número de géneros (porcentaje)	Número de especies (porcentaje)
Asteraceae	65 (18.0)	125 (18.9)
Fabaceae	28 (7.8)	52 (7.9)
Poaceae	26 (7.2)	42 (6.4)
Cactaceae	9 (2.5)	24 (3.6)
Solanaceae	9 (2.5)	24 (3.6)
Euphorbiaceae	6 (1.7)	20 (3.0)
Lamiaceae	6 (1.7)	20 (3.0)
Convolvulaceae	5 (1.4)	16 (2.4)

Cuadro 3. Géneros de plantas vasculares con el mayor número de especies inventariadas en San José Iturbide, Guanajuato.

Género	Número de especies	Porcentaje
Salvia	14	2.1
Euphorbia	9	1.4
Ipomoea	8	1.2
Muhlenbergia	8	1.2
Solanum	8	1.2
Cheilanthes	6	0.9
Gnaphalium	6	0.9
Mammillaria	6	0.9
Ageratina	5	0.8

herbáceas trepadoras y parásitas se incluyeron dentro de las herbáceas. Las plantas con hojas agrupadas en rosetas, las cactáceas globosas, columnares y columnares ramificadas se consideraron como otras formas biológicas (Fig. 4).

La flora del área de estudio se comparó en el nivel genérico con las de ocho zonas del país y dos fuera de él. El análisis de agrupamiento muestra que se forma un conjunto, del cual se separan cuatro áreas: Lomas de Mollendo, Perú (lomo), Pastizales del Desierto Chihuahuense del sur de Estados Unidos (pdch), Nizanda,

Cuadro 4. Comparación de la riqueza florística del municipio de San José Iturbide, Guanajuato, con la de otras zonas del país. BE = bosque de encino, P = pastizal, BTC = bosque tropical caducifolio, MX = matorral xerófilo, BC = bosque de coníferas, BTS = bosque tropical subcaducifolio.

Zonas	Extensión (km^2)	Clima	Vegetación	Altitud (m)	Taxa		
					Familias	Géneros	Especies
San José Iturbide, Guanajuato	538	BS_1 y Cw_1	BE, MX, P	2100-2500	101	361	661
Monte Alto, Valle de México (Osorio, 1984)	225	Cw_2	BC, BE	2650-3700	83	281	567
Región de Huehuetoca, Edo. de México (Romero y Rojas, 1982)	98	AC y Cw_1	BE, MX, P	2250-2600	85	327	565
Vertiente sur de la Sierra de San Felipe, Dto. Centro, Oaxaca (Saynes, 1989)	120	AC	BC, BE	1500-3200	87	271	437
Valle de Actopan, Hidalgo (Soriano y López, 1994)	890	BS_1	MX	2400-2600	65	179	269
Región de Nizanda, Oaxaca (Pérez-García et al., 2001)	85	Aw_0	BTC, BTS	100-500	119	458	746
Cráter la Hoya, Valle de Santiago, Guanajuato (Aguilera, 1991)	2	AC	BTC	1850	63	176	228
Campo Experimental La Campana, Chihuahua (Royo y Melgoza, 2001)	16	BS_0	BC, P	1500-2500	74	258	433
Cuenca del Río Estórax (Zamudio, 1984)	1200	BS, CW	BC, BP, MX, P	1260-3060	100	387	715

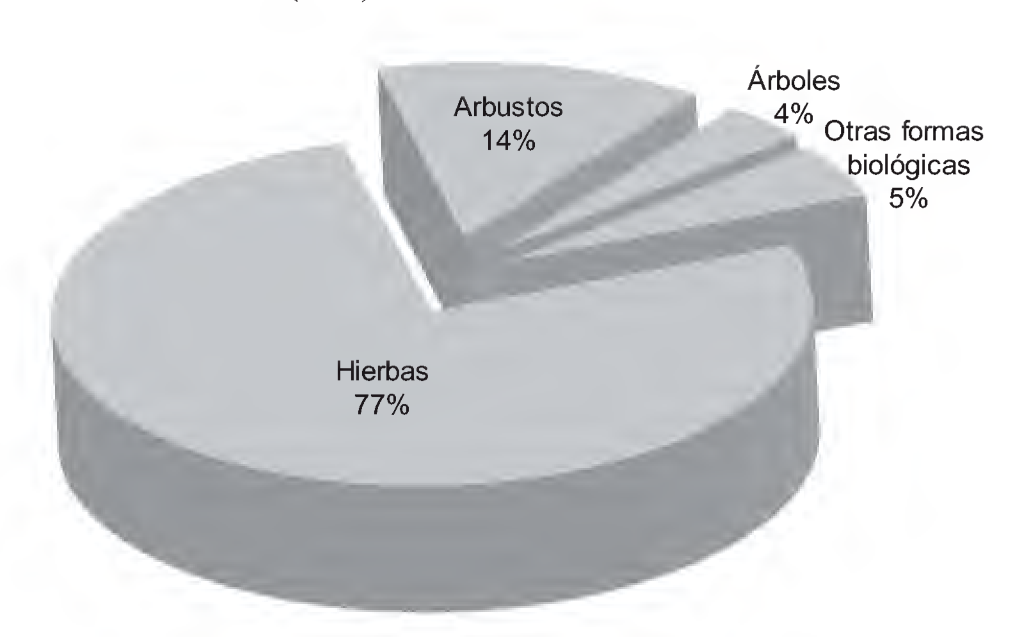


Fig. 4. Formas biológicas presentes en la flora vascular del municipio de San José Iturbide, Guanajuato.

Oaxaca (niza) y Cráter la Hoya, Guanajuato (crho). Tales regiones tienen una similitud menor de 26% y se caracterizan por su vegetación de clima semiárido o tropical (Fig. 5).

El grupo conformado por siete áreas se divide en dos subgrupos. El primero incluye a la Sierra de Monte Alto, Estado de México (moal) y Sierra de San Felipe, distrito Centro, Oaxaca (ssfe); ambas comparten 28% de los géneros, presentan clima C, y vegetación de bosques de encino y coníferas. Estas regiones se unen al otro subgrupo a 30% de similitud; de éste se separa, con 30.47% de semejanza, el Campo Experimental La Campana, localizado al norte de Chihuahua, Chihuahua (camp), con clima BS, pastizal y bosque de coníferas. Actopan, Hidalgo (acto) comparte 33% de los géneros con San José Iturbide, Guanajuato (sjit), Huehuetoca, Estado de México (hueh) y la cuenca del Río Estórax (estorax); las dos primeras zonas registran la mayor similitud florística (51%) y comparten con Estórax cerca de 39% de los géneros; las tres áreas contienen vegetación de clima árido-templado.

Con respecto a la distribución geográfica y ecológica, 274 taxa conformaron el grupo México, que representa 41% de la flora total. Dentro de éstos, 114 están confinados al centro del país, seis se restringen al área de estudio y regiones adyacentes: *Coreopsis guanajuatensis*, *Helianthemum argenteum*, *H. pugae*, *Stenocactus ochoterenianus, Polianthes multicolor* y *Portulaca guanajuatensis*; esta última es endémica de San José Iturbide (Ocampo, 2002). Un total de 84 especies (12.6%) se ubicaron en el conjunto Megaméxico I, de éstas 27 se distribuyen del suroeste de Estados Unidos al sur de México y 57 solo llegan al centro de México. En tanto que 61 especies conformaron el grupo Megaméxico II, de las cuales 30 se distribuyen

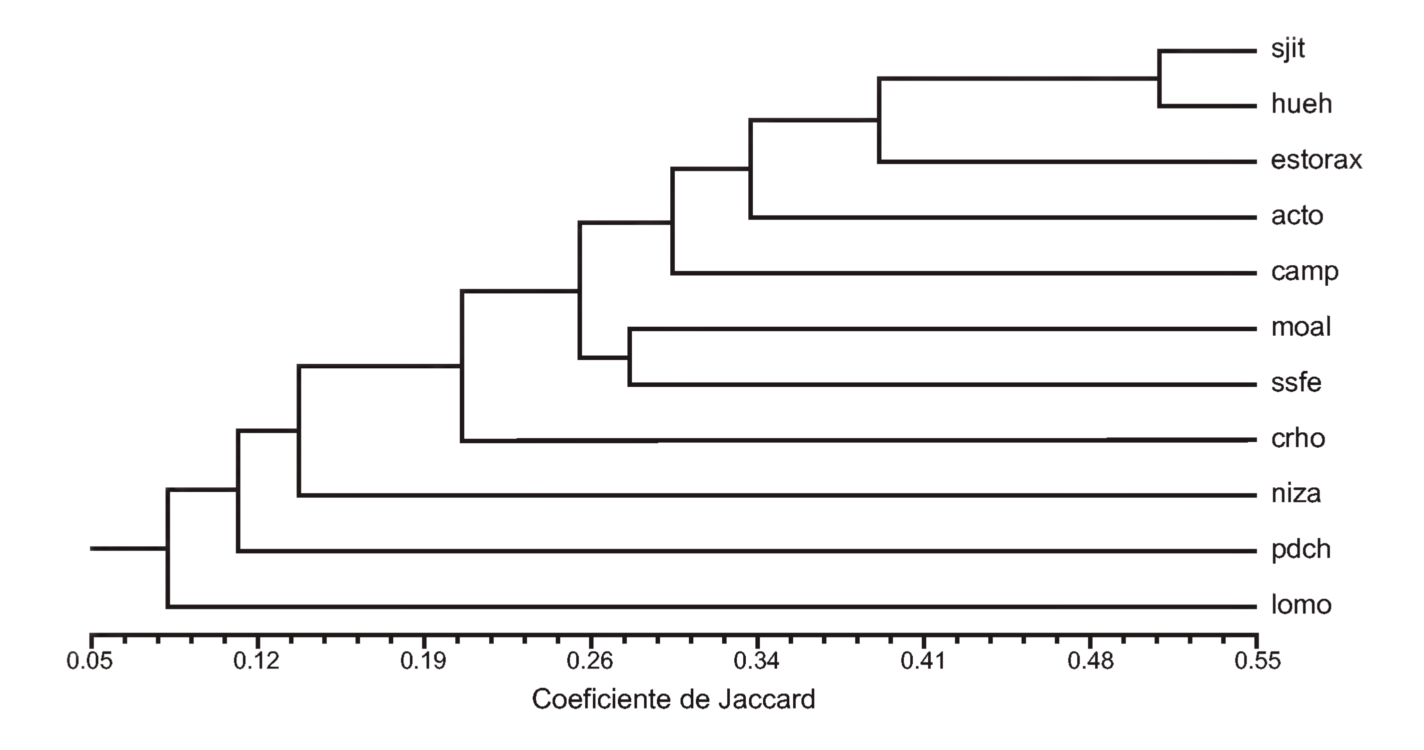


Fig. 5. Similitud florística entre el municipio de San José Iturbide, Guanajuato y otras 10 áreas: lomo = Lomas de Mollendo, Perú; pdch = Pastizales del Desierto Chihuahuense del sur de Estados Unidos; niza = Nizanda, Oaxaca; crho = Cráter la Hoya, Guanajuato; moal = Sierra de Monte Alto, Estado de México; ssfe = Sierra de San Felipe, distrito Centro, Oaxaca; camp = Campo Experimental La Campana, norte de Chihuahua, Chih., acto = Actopan, Hidalgo; sjit = San José Iturbide, Guanajuato, estorax = cuenca del Río Estórax, Querétaro y hueh = Huehuetoca, Estado de México.

del norte de México a Guatemala; 15 del norte de México a Honduras y Nicaragua, y 16 del centro de México a Guatemala. En Megaméxico III se ubicaron 29 especies (4.34%). En resumen, el mayor número de elementos de estos tres grupos extienden su área hasta Guatemala. Con distribución continental se registraron 163 taxa (24.36%). Los 29 restantes (4.34%) fueron incluidos en el patrón de distribución mundial (Anexo). Del análisis fitogeográfico fueron excluidas 28 especies, ya que son claramente introducidas o cultivadas. No se registraron elementos cuyo límite de distribución norte y sur sea el municipio de San José Iturbide. La ubicación ecológica reveló que la mayoría de las especies se distribuyen principalmente en vegetación de climas áridos y árido-templados (Fig. 6).

DISCUSIÓN

Las 661 especies registradas en San José Iturbide representan 12% de las 5500 estimadas para Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes (Rzedowski, 1991a) y

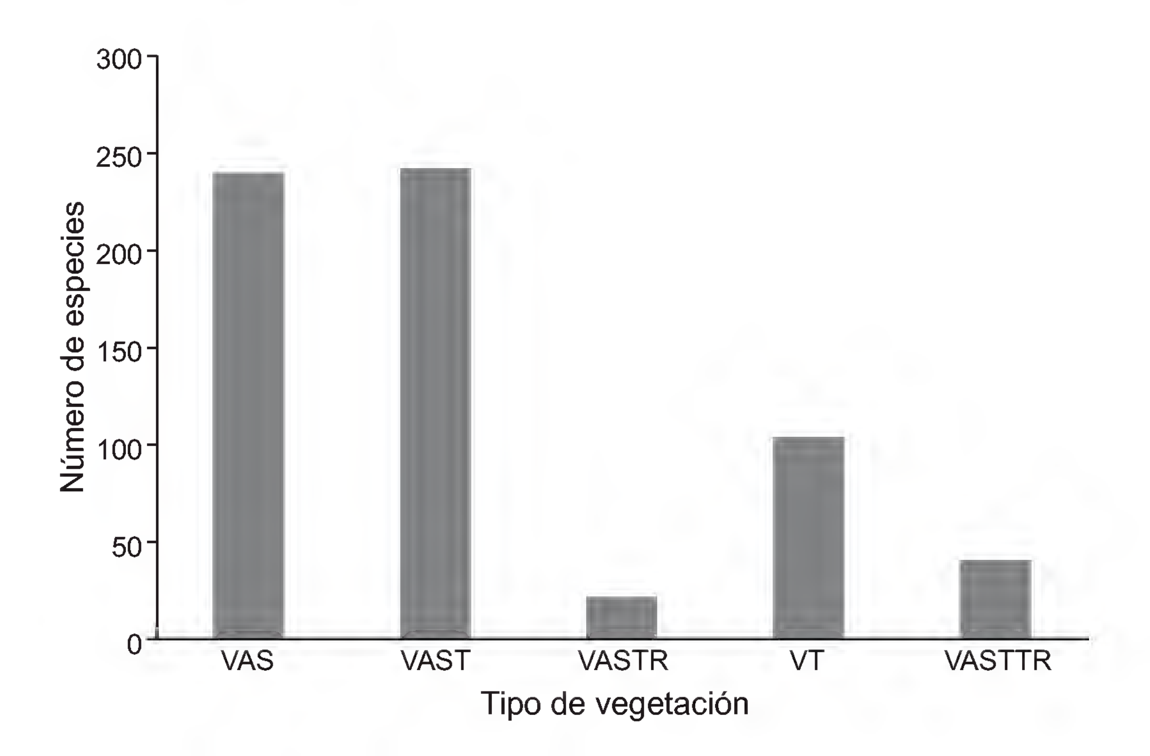


Fig. 6. Distribución ecológica de las especies de plantas vasculares inventariadas en el municipio San José Iturbide, Guanajuato. VAS = Vegetación de clima árido-semiárido, VAST = vegetación de clima árido-semiárido-templado, VASTR = vegetación de clima árido-semiárido-tropical, VT = vegetación de clima templado, VTTR = vegetación de clima templado-tropical, VASTTR = vegetación de clima árido semiárido-templado-tropical.

22% para el estado de Guanajuato, cuya riqueza se calcula en 3000 especies (Zamudio y Galván, 2011). Al comparar la flora del municipio de San José Iturbide con las de otras áreas de México, ésta es superada por la cuenca del Río Estórax y Nizanda, Oaxaca, quizá porque la primera tiene una mayor superficie (Pérez-García et al., 2001) y la región de Nizanda contiene tipos de vegetación tropical que se traduce en una mayor diversidad de plantas. En el municipio estudiado aproximadamente 50% de su territorio está dedicado a la agricultura. Sin embargo, al comparar con las seis áreas restantes, la riqueza de San José Iturbide es mayor, tal vez porque ha sido explorado botánicamente de manera exhaustiva desde 1985, año en que iniciaron los trabajos de Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes, y porque durante el presente estudio se realizó una exploración botánica intensa. Además, debe considerarse que las áreas comparadas difieren en el tamaño de la zona muestreada, pero son muy semejantes en cuanto a los tipos de clima y vegetación.

Los estimadores Chao2 e ICE, indican que el número de especies inventariadas se incrementará en un 32 y 35%. Por lo tanto, es conveniente continuar con la exploración botánica. Según Rojas-Parra et al. (2003), si las curvas generadas mediante ambos estimadores están próximas entre sí, como se obtuvieron en este análisis, entonces podemos deducir que el inventario en el área tiende a ser completo o que

está bien muestreada. Si por el contrario las curvas se alejan, entonces el inventario aún es parcial y existe sesgo por submuestreo. En este contexto, es recomendable poner atención a la zona colindante con el Pinal del Zamorano, donde se han descrito taxa nuevos como *Portulaca guanajuatensis, Mammillaria microhelia, M. mieheana* y *Valeriana zamoranensis* (Ocampo, 2002; Rzedowski y Rzedowski, 2003).

Las familias Asteraceae, Fabaceae y Poaceae son las más diversas en cuanto a número de especies. Rzedowski (1991b), Turner y Nesom (1998), Valdés y Cordero (1998) y Villaseñor (2003) ya habían señalado que estos grupos taxonómicos están mejor representados en la flora mexicana. Las formas biológicas más frecuentes registradas en la zona estudiada son las hierbas y los arbustos, elementos típicos de los matorrales xerófilos mexicanos y que según Rzedowski (1991c) constituyen las tres cuartas partes de la flora del país.

La similitud en el nivel genérico de la flora de San José Iturbide con Huehuetoca quizá se debe a que presentan tipos de vegetación similares: matorral xerófilo, bosque de encino y pastizal; además comparten el clima Cw. El gran número de especies endémicas del Altiplano Mexicano es consecuencia de que esta área ha sido un centro importante para la diversificación de la flora de las zonas áridas y semiáridas del país (Rzedowski, 1991b; Rzedowski, 1991c; González-Medrano, 1998). La flora de San José Iturbide muestra en forma mayoritaria afinidad geográfica meridional, situación que ya había sido señalada por Rzedowski (1991b) al indicar que las zonas áridas y semiáridas contienen especies con esta afinidad. En menor proporción participa el componente boreal, aunque el mayor número de especies corresponde a plantas que han evolucionado en México.

El alto porcentaje de especies registradas en este trabajo que se distribuyen en vegetación de clima árido, corresponde al componente autóctono característico del centro de México, donde existe un número considerable de formas biológicas adaptadas a condiciones de aridez. En los grupos México, Megaméxico I y Megaméxico II predominan las especies que se desarrollan en vegetación de climas árido y templado, o en ambas a la vez. El menor número de especies se encuentra en la vegetación de clima tropical-árido, situación que concuerda claramente con los tipos de vegetación presentes en el municipio.

CONCLUSIONES

La diversidad florística y tipos de vegetación del municipio de San José Iturbide es alta, a pesar del considerable deterioro de sus ecosistemas. Los componentes florísti-

cos tienen afinidad meridional más que boreal, y sobresale un alto número de especies propias del Altiplano Mexicano. La mayoría de ellas se restringen a tipos de vegetación con clima árido, y en menor proporción con los templados, situación que concuerda con los tipos de vegetación dominantes en el municipio. Según los estimadores utilizados, falta por recolectar cerca de 30% de las plantas vasculares del área estudiada; es importante que en el futuro se continúe con la exploración botánica, con el fin de conformar una lista lo más completa de la flora vascular. No se descarta la posibilidad de que en este 30% se encuentren especies nuevas o que no hayan sido registradas para el estado de Guanajuato o para la Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes. Este trabajo constituye la primera aportación para el conocimiento global de la flora de San José Iturbide, Guanajuato, y podrá servir de base para programas de conservación.

LITERATURA CITADA

Aguilera, G. L. I. 1991. Estudio florístico y sinecológico de la vegetación del cráter “Hoya del rincón de Parangueo”, Valle de Santiago, Guanajuato. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 99 pp.

Anónimo. 1981. Carta de Climas. Esc. 1:1 000 000. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. México, D.F., México.

Anónimo. 1993. Flora of North America North of Mexico. Vol. 1. Introduction. Oxford University Press. Oxford, U.K. 372 pp.

Anónimo. 1998a. Carta Geológica. Esc. 1:1 000 000. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. México, D.F., México.

Anónimo. 1998b. Carta Topográfica. Esc. 1:1 000 000. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. México, D.F., México.

Anónimo. 1998c. Uso del Suelo y Vegetación. Esc. 1:1 000 000. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. México, D.F., México.

Bárcenas, L. R. T. 1999. Patrones de distribución de cactáceas en el estado de Guanajuato. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 39 pp.

Carranza, G. E. 2005. Conocimiento actual de la flora y la diversidad vegetal del estado de Guanajuato, México. Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes. Fascículo Complementario XXI. 17 pp.

Chao, A. 1984. Non-parametric estimation of the classes in a population. Scand. J. Stat. 11: 265-270.

Colwell, R. K. 2005. Estimate S: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 7.5.1 User’s Guide and application. University of Connecticut. Storrs, USA. http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates (consultado el 3 junio de 2011).

Cronquist, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press. New York, USA. 1262 pp.

Dahlgren, R. M. T., H. T. Clifford y P. F. Yeo. 1985. The families of Monocotyledons. Springer-Verlag, New York, USA. 520 pp.

González-Medrano, F. 1998. La vegetación de México y su historia. Ciencias 52: 58-65.

Langman, I. K. 1964. A selected guide to the literature on the flowering plants of Mexico. University of Pennsylvania Press. Philadelphia, USA. 1015 pp.

McVaugh, R. 1992. Gymnosperms and pteridophytes. Flora Novogaliciana 17: 4-119.

Martínez-Cruz, J. y O. Téllez-Valdez. 2004. Listado florístico de la Sierra de Santa Rosa, Guanajuato, México. Bol. Soc. Bot. Méx. 74: 31-49.

Mickel, J. T. y A. R. Smith. 2004. The pteridophytes of Mexico. Memoirs of the New York Botanical Garden 88: 1-1054.

Ocampo, G. A. 2002. Una especie nueva de *Portulaca* (Portulacaceae) del estado de Guanajuato (México). Acta Bot. Mex. 58: 1-6.

Osorio, R. Ma. L. 1984. Flora y vegetación de la parte superior de la Sierra de Monte Alto en el Valle de México. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 109 pp.

Pérez-Calix, E. 1997. Una especie nueva de *Echeveria* (Crassulaceae) del estado de Guanajuato (México). Acta Bot. Mex. 38: 9-12.

Pérez-García, E. A., J. Meave y C. Gallardo. 2001. Vegetación y flora de la región de Nizanda, Istmo de Tehuantepec, Oaxaca, México. Acta Bot. Mex. 56: 19-88.

Rohlf, F. J. 1998. NTSYS-pc. Numerical taxonomy and multivariate analysis system. Version 2.02. Exeter Software. New York, USA.

Rojas-Parra, C. A., I. C. Poveda-Matallana, A. Prieto-Cruz, A. Ruedas-Lleras y M. A. L. Martínez. 2003. El tamaño de celda en análisis de patrones espaciales de la biodiversidad utilizando sistemas de información geográfica: ¿Un problema de escalas? In: Morrone, J. J. y J. L. Bousquets (eds.). Una perspectiva latinoamericana de la biogeografía. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. pp. 123-140.

Romero, S. y E. C. Rojas. 1982. Estudio florístico de la región de Huehuetoca, Estado de México. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala. Universidad Nacional Autónoma de México. Tlalnepantla, México. 36 pp.

Royo, M. M. H. y A. Melgoza C. 2001. Listado florístico del Campo Experimental la Campana y usos de su flora. Téc. Pec. Méx. 2: 105-125.

Rzedowski, J. 1978. Vegetación de México. Limusa. México, D.F., México. 432 pp.

Rzedowski, J. 1991a. Presentación. Guía para los autores y normas editoriales. Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes. Fascículo Complementario I. 14 pp.

Rzedowski, J. 1991b. Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica mexicana. Acta Bot. Mex. 14: 13-21.

Rzedowski, J. 1991c. El endemismo en la flora fanerogámica mexicana: una apreciación analítica preliminar. Acta Bot. Mex. 15: 47-64.

Rzedowski, J. y G. C. de Rzedowski. 1995. Los pastizales calcífilos del estado de Guanajuato. Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes. Fascículo Complementario IX. 19 pp.

Rzedowski, J. 1997. Los principales colectores botánicos de Guanajuato, Querétaro y norte de Michoacán. Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes. Fascículo Complementario XVII. 29 pp.

Rzedowski, J. y G. C. de Rzedowski. 2003. Dos especies nuevas de *Valeriana* (Valerianaceae) del centro de México. Acta Bot. Mex. 62: 65-71.

Saynes, V. A. 1989. Contribución al conocimiento florístico y fitogeográfico de la vertiente sur de la Sierra de San Felipe Dto. Centro. Oaxaca. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 106 pp.

Solano, C. E. y P. Dávila A. 2003. *Polianthes multicolor* (Agavaceae) especie nueva de Guanajuato, México. Novon 13:19-22.

Soriano, M. A. Ma. y Ma. M. López S. 1994. Flora y relaciones fitogeográficas del Valle de Actopan, Hidalgo. Tesis de licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 94 pp.

Turner, B. L. y G. L. Nesom. 1998. Biogeografía diversidad y situación de peligro o amenaza de Asteraceae de México. In: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot y J. Fa. (comp.). Diversidad biológica de México. Orígenes y distribución. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. pp. 545-561.

Valdés R, J. y I. C. Cordero. 1998. Corología de las gramíneas mexicanas. In: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot y J. Fa. (comp.). Diversidad biológica de México. Orígenes y distribución. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. pp. 427-434.

Villaseñor J, L. 2003. Diversidad y distribución de las Magnoliophyta de México. Interciencia 28: 60-67.

Zamudio, S. 1984. La vegetación de la cuenca del Río Estórax, en el estado de Querétaro y sus relaciones fitogeográficas. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. Méxco, D.F. 275 pp.

Zamudio, S. y R. Galván. 2011. La diversidad vegetal del estado de Guanajuato, México. Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes. Fascículo Complementario XXVII. 101 pp.

Tropicos® (Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. http://www.tropicos.org (Fecha de consulta 11 de junio de 2011).

Recibido en febrero de 2012.

Aceptado en diciembre de 2013.

ANEXO

Flora vascular del municipio de San José Iturbide, Guanajuato, México. Hábito: H = herbácea, AU = arbusto, AR = árbol, T = trepadora, E = epífita, O = otras formas biológicas. Distribución geográfica: México: MX = México, NCM = norte al centro de México, CM = centro de México, CSM = centro al sur de México; Megaméxico I: SSM = suroeste de Estados Unidos al sur de México, SCM = suroeste de Estados Unidos al centro de México; Megaméxico II: NMG = norte de México a Guatemala, NMA = norte de México a Honduras y Nicaragua, CMG = centro de México a Guatemala; Megaméxico III: SEN = suroeste de Estados Unidos a Nicaragua. Distribución continental: DCA = continente americano. Amplia distribución = AD. Introducidas = EI, cultivadas = CV. Distribución ecológica: BTP = bosque tropical perennifolio, BTS = bosque tropical subcaducifolio, BTC = bosque tropical caducifolio, BE = bosque espinoso, MTX = matorral xerófilo, P = pastizal, BQ = bosque de *Quercus*, BC = bosque de coníferas, BMM = bosque mesófilo de montaña.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
PTERIDOFITAS Y PLANTAS AFINES			
ASPLENIACEAE			
Asplenium castaneum Schltdl. & Cham.	H	DCA	BQ, BC
Asplenium monanthes L.	H	AD	BQ, BC
BLECHNACEAE			
Blechnum stoloniferum (Mett. ex E. Fourn.) C. Chr.	H	DCA	BQ, BC
DRYOPTERIDACEAE			
Dryopteris cinnamomea (Cav.) C. Chr.	H	SSM	BC
Elaphoglossum gratum (Fée) T. Moore	H	DCA	BQ, BC
Polystichum speciosissimum (A. Braun ex Kunze) Copel.	H	DCA	BQ, BC
OSMUNDACEAE			
Osmunda regalis L. var. *spectabilis* (Willd.) A. Gray	H	AD	BQ, BC
POLYPODIACEAE			
Pleopeltis mexicana (Fée) Mickel & Beitel	H	NCM	BQ, BC
Polypodium polypodioides (L.) Watt.	H	DCA	BQ, BC
PTERIDACEAE			
Astrolepis crassifolia (Houlston & T. Moore) D.M. Benham & Windham	H	MX	BQ
Astrolepis integerrima (Hook.) D. M. Benham & Windham	H	SSM	MTX, P
Astrolepis sinuata (Lag. ex Sw.) D. M. Benham & Windham	H	DCA	BTS, MTX, BQ
Cheilanthes bonariensis (Willd.) Proctor	H	DCA	BTC, P, BQ, BC
Cheilanthes kaulfussii Kunze	H	DCA	BTC, BQ, BC
Cheilanthes lendigera (Cav.) Sw.	H	DCA	BC

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Cheilanthes myriophylla Desv.	H	DCA	BQ
Cheilanthes notholaenoides (Desv.) Maxon ex Weath.	H	DCA	BTS, MTX, BQ, BC
Cheilanthes sinuata (Lag. ex Sw.) Domin	H	DCA	MTX
Pellaea cordifolia (Sessé & Moc.) A. R. Sm.	H	SSM	P, BQ, BC
Pellaea ternifolia (Cav.) Link	H	AD	BTC, BQ, BC
SELAGINELLACEAE			
Selaginella acutifolia (Stolze) Valdespino	H	DCA	P, BQ, BC
Selaginella lepidophylla (Hook. & Grev.) Spring	H	SCM	MTX
Selaginella rupincola Underw.	H	SCM	MTX, P, BQ, BC
Selaginella sellowii Hieron.	H	DCA	MTX, P
GIMNOSPERMAS			
TAXODIACEAE			
Taxodium mucronatum Ten.	AR	NMG	BTC, MTX
PINACEAE			
Pinus cembroides Zucc.	AR	SCM	MTX, BC
ANGIOSPERMAS			
LILIOPSIDA			
AGAVACEAE			
Agave americana L. var. *expansa* (Jacobi) Gentry	O	CM	MTX
Agave filifera Salm-Dyck	O	CM	MTX, BQ, BC
Agave macroculmis Tod.	O	NCM	MTX, BQ
Agave salmiana ssp. *crassispina* (Trel. ex L. H. Bailey) Gentry	O	NCM	MTX
Agave salmiana Otto ex Salm-Dyck var. *salmiana*	O	NCM	MTX
Manfreda guttata (Jacobi & C. D. Bouché) Rose	H	NCM	BQ, BC
Polianthes multicolor E. Solano & Dávila	H	CM	MTX, BQ, BC
Prochnyanthes mexicana (Zucc.) Rose	H	CM	P, BQ, BC
Yucca filifera Chabaud	O	NCM	MTX
ALLIACEAE			
Allium glandulosum Link & Otto	H	SEN	MTX, P, BQ
Milla biflora Cav.	H	SEN	MTX, P
Nothoscordum bivalve (L.) Britton	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
AMARYLLIDACEAE			
Sprekelia formosissima (L.) Herb.	H	MX	MTX, BQ
Zephyranthes concolor (Lindl.) Benth. & Hook. f.	H	CM	MTX
Zephyranthes fosteri Traub	H	CM	MTX, P, BQ, BC
ANTHERICAEAE			
Echeandia durangensis (Greenm.) Cruden	H	MX	BQ, BC
Echeandia flavescens (Schult. & Schult. f.) Cruden	H	NCM	BQ, BC

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Echeandia nana (Baker) Cruden	H	CM	MTX, P, BQ, BC
ASPHODELACEAE			
Asphodelus fistulosus L.	H	EI	
BROMELIACEAE			
Tillandsia karwinskyana Schult.f.	H	NCM	BTC, MTX
Tillandsia parryi Baker	E	NCM	BC, BMM
Tillandsia recurvata (L.) L.	E	DCA	BE, MTX, BQ, BC
Viridantha ignesiae (Mez) Espejo	E	CM	BQ, BC
Viridantha lepidosepala (L. B. Sm.) Espejo	E	CSM	MTX, BQ
Viridantha tortilis (Klotzsch ex Baker) Espejo	E	CM	MTX, BQ
CALOCHORTACEAE			
Calochortus barbatus (Kunth) J. H. Painter	H	MX	MTX, P, BQ, BC
COMMELINACEAE			
Callisia repens L.	H	DCA	BTC, MTX, BQ, BC
Commelina coelestis Willd.	H	NMA	MTX, P, BQ, BC
Commelina dianthifolia Delile	H	SCM	MTX, P, BQ, BC
Commelina diffusa Burm. f.	H	AD	MTX, P
Commelina tuberosa L.	H	NMG	MTX, P, BQ, BC
Gibasis pulchella (Kunth) Raf.	H	DCA	MTX, BQ, BC
Tradescantia brachyphylla Greenm.	H	NCM	MTX, P, BQ, BC
Tradescantia crassifolia Cav. var. *crassifólia*	H	NMG	MTX, P, BQ, BC
Tripogandra purpurascens (S. Schauer) Handlos	H	DCA	MTX, P
CYPERACEAE			
Bulbostylis juncoides (Vahl) Kük. ex Oesten	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Carex schiedeana Kunze	H	NCM	MTX, P
Cyperus calderoniae S. González	H	CM	MTX, P, BC
Cyperus niger Ruiz & Pav.	H	DCA	MTX, P, BQ
Cyperus seslerioides Kunth	H	DCA	BQ, BC
Cyperus spectabilis Link	H	DCA	MTX, P, BQ
Eleocharis acicularis (L.) Roem. & Schult.	H	AD	MTX, P, BQ, BC, BMM
Eleocharis bonariensis Nees	H	DCA	MTX, P, BQ
Schoenoplectus californicus (C.A.Mey.) Soják	H	DCA	MTX, BQ
HYPOXIDACEAE			
Hypoxis decumbens L.	H	MX	BTS, BTC, BQ
Hypoxis fibrata Brackett	H	CMG	P, BQ, BC
Hypoxis mexicana Schult. & Schult. f.	H	SSM	MTX, P, BQ, BC
IRIDACEAE			
Nemastylis tenuis (Herb.) S. Watson	H	SEN	MTX, P, BQ

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Sisyrinchium cernuum (E. P. Bicknell) Kearney	H	SCM	BQ
Sisyrinchium convolutum Nocca	H	NMG	MTX, P, BQ
Sisyrinchium scabrum Cham. & Schltdl.	H	CM	MTX, P, BQ
Sisyrinchium tenuifolium Humb. & Bonpl. ex Willd.	H	MX	MTX, P, BQ, BC
JUNCAEAE			
Juncus aemulans Liebm.	H	CMG	MTX P BQ BC
Juncus effusus L.	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ
Juncus tenuis Willd. var. *platycaulos* (Kunth) Buchenau	H	DCA	MTX, P, BQ
LEMNACEAE			
Lemna gibba L.	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ
NOLINACEAE			
Dasylirion acrotrichum (Schiede) Zucc.	O	CM	MTX, BC
Nolina parviflora (Kunth) Hemsl.	O	CM	MTX, BQ, BC
ORCHIDACEAE			
Habenaria strictissima Rchb. f.	H	NMA	MTX, P, BQ
Malaxis soulei L. O. Williams	H	DCA	BQ, BC
Neottia micrantha La Llave & Lex.	H	NMA	MTX, BQ, BC
POACEAE			
Aegopogon cenchroides Humb. & Bonpl. ex Willd.	H	DCA	BQ, BC
Agrostis bourgaei E. Fourn.	H	CM	BQ, BC
Aristida adscensionis L.	H	AD	MTX, P
Aristida divaricata Humb. & Bonpl. ex Willd.	H	DCA	MTX, P, BQ
Aristida glauca (Nees) Walp.	H	DCA	MTX,P
Aristida purpurea Nutt.	H	DCA	P
Bothriochloa barbinodis (Lag.) Herter var. *barbinodis*	H	DCA	MTX, P
Bothriochloa barbinodis (Lag.) Herter var. *perforata* (Trin. ex E. Fourn.) Gould	H	DCA	MTX, P, BQ
Bothriochloa saccharoides ssp. *reevesii* (Gould) Allred & Gould	H	DCA	BTC, MTX, P
Bouteloua curtipendula (Michx.) Torr.	H	DCA	MTX,P
Bouteloua gracilis (Kunth) Lag. ex Griffiths	H	DCA	MTX,P
Bouteloua repens (Kunth) Scribn. & Merr.	H	DCA	MTX, P
Bouteloua scorpioides Lag.	H	NCM	MTX, P, BQ
Brachypodium mexicanum (Roem. & Schult.) Link	H	DCA	BQ, BC
Bromus carinatus Hook. & Arn.	H	DCA	MTX, P, BQ, MC
Buchloe dactyloides (Nutt.) Engelm.	H	DCA	MTX,P

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Chloris submutica Kunth	H	DCA	MTX,P
Chloris virgata Sw.	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Digitaria ciliaris (Retz.) Koeler	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Enneapogon desvauxii P. Beauv.	H	DCA	MTX, P
Eragrostis swallenii Hitchc.	H	SCM	MTX
Erioneuron avenaceum (Kunth) Tateoka var. *avenaceum*	H	DCA	MTX, P
Hilaria cenchroides Kunth	H	NCM	MX, P
Leptochloa dubia (Kunth) Nees	H	DCA	MTX,P
Lycurus phalaroides Kunth	H	NMG	MTX, P
Muhlenbergia crispiseta Hitchc.	H	SCM	MTX, P, BQ, BC
Muhlenbergia depauperata Scribn.	H	SCM	MTX, P
Muhlenbergia distans Swallen	H	NMG	MTX, P, BQ
Muhlenbergia emersleyi Vasey	H	SSM	MTX, P, BQ
Muhlenbergia peruviana (P. Beauv.) Steud.	H	DCA	BQ, BC, P
Muhlenbergia pubescens (Kunth) Hitchc.	H	NCM	MX, P
Muhlenbergia rigida (Kunth) Kunth	H	SCM	MTX, P, BQ, BC
Muhlenbergia tenuifolia (Kunth) Kunth	H	DCA	MTX, P
Panicum hallii Vasey	H	SCM	MTX
Piptochaetium fimbriatum (Kunth) Hitchc.	H	SEN	BQ, BC
Poa annua L.	H	EI	MTX, P, BQ, BC, BMM
Polypogon viridis (Gouan) Breistr.	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Rhynchelytrum repens (Willd.) C. E. Hubb.	H	EI	MTX, P, BQ, BC
Setaria parviflora (Poir.) Kerguélen	H	DCA	MTX,P
Sporobolus atrovirens (Kunth) Kunth	H	MX	MTX, P
Sporobolus trichodes Hitchc.	H	NCM	MTX, BQ, BC
Stipa eminens Cav.	H	SCM	MTX, P
Trisetum virletii E. Fourn.	H	CM	BQ, BC
MAGNOLIOPSIDA			
ACANTHACEAE			
Dyschoriste microphylla Kuntze	H	CSM	MTX, P, BQ
Justicia caudata A. Gray	H	NMG	MTX, P
Ruellia lactea Cav.	H	NMG	MTX, P
Stenandrium dulce (Cav.) Nees	H	DCA	MTX, P
Tetramerium nervosum Nees	H	DCA	BTC, MTX

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
AMARANTHACEAE			
Amaranthus hybridus L.	H	AD	BTS, BTC, BE, MX, BQ, BC
Gomphrena parviceps Standl.	H	CM	MTX, P
Gomphrena serrata L.	H	DCA	MTX, P
Iresine canescens Humb. & Bonpl. ex Willd.	H	SCM	MTX
Iresine heterophylla Standl.	H	SCM	MTX
Iresine interrupta Benth.	AU	NMG	BQ
Iresine schaffneri S. Watson	AU	NCM	MTX
ANACARDIACEAE			
Schinus molle L.	AR	EI	
APIACEAE			
Arracacia tolucensis (Kunth) Hemsl.	H	DCA	MTX, P, BC
Daucus carota L.	H	CV	
Donnellsmithia tuberosa (J. M. Coult. & Rose) Mathias & Constance	H	CMG	MTX, P
Eryngium beecheyanum Hook. f. & Arn.	H	MX	MTX
Eryngium carlinae F. Delaroche	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Eryngium heterophyllum Engelm.	H	NCM	MTX, P
Eryngium serratum Cav.	H	NCM	MTX, P, BQ
Rhodosciadium tuberosum (J. M. Coult. & Rose) Drude	H	CM	P, BQ
APOCYNACEAE			
Mandevilla foliosa (Müll. Arg.) Hemsl.	AU	NCM	MTX
Telosiphonia hypoleuca (Benth.) Henrickson	AU	SCM	BTC, MTX, P, BQ
ASCLEPIADACEAE			
Asclepias angustifolia Schweigg.	H	SCM	MTX, BQ, BC
Asclepias fournieri Woodson	H	NCM	P
Asclepias linaria Cav.	H	SSM	MTX,P
Asclepias puberula A. Gray	H	CM	P, BQ, BC
Matelea chrysantha (Greenm.) Woodson	H	CSM	BQ, BC
Metastelma angustifolium Turcz.	H	MX	BTC, MTX, BQ
ASTERACEAE			
Acourtia turbinata (Lex.) DC.	H	NCM	BQ, BC, BMM
Achyropappus anthemoides Kunth	H	CM	MTX, BQ, BC
Ageratina adenophora (Spreng.) R. M. King & H. Rob.	AU	CM	MTX, BQ
Ageratina espinosarum (A. Gray) R. M. King & H. Rob.	AU	NCM	MTX, P, BQ
Ageratina petiolaris (Moc. ex DC.) R. M. King & H. Rob.	AU	NCM	MTX, P, BQ, BC

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Ageratina rhomboidea (Kunth) R. M. King & H. Rob.	AU	CM	BQ, BC,BMM
Ageratum corymbosum Zuccagni	H	NMA	MTX, P
Ambrosia confertiflora DC.	H	SCM	MTX, P
Ambrosia cordifolia (A. Gray) W. W. Payne	AU	NCM	BTC, MTX
Aphanostephus ramosissimus DC.	H	CM	MTX, P, BQ, BC
Archibaccharis serratifolia (Kunth) S. F. Blake	AU	NMG	P, BQ, BC, BMM
Artemisia ludoviciana Nutt. var. *mexicana* (Willd. ex Spreng.) Fernald	H	NCM	MTX
Aster gymnocephalus (DC.) A. Gray	H	NCM	MTX, P
Aster spinosus Benth. var. *spinosissimus* Brandegee	AU	SSM	MTX, P
Aster subulatus Michx.	H	DCA	Falta
Baccharis heterophylla Kunth	AU	CMG	BQ
Baccharis pteronioides DC.	AU	SSM	MTX, BQ
Baccharis thesioides Kunth	AU	SCM	MTX
Bahia absinthifolia Benth. var. *absinthifolia*	H	SCM	MTX, BQ, BC
Barkleyanthus salicifolius (Kunth) H. Rob. & Brettell	AU	SEN	MTX, P
Bidens angustissima Kunth	H	CM	BQ, BC
Bidens aurea (Aiton) Sherff	H	SEN	MTX, P, BQ
Bidens ferulifolia (Jacq.) DC.	H	NCM	BTC, MTX
Bidens odorata Cav.	H	SEN	MTX, P, BQ, BC
Bidens ostruthioides (DC.) Sch. Bip.	H	DCA	BQ, BC
Brickellia secundiflora (Lag.) A. Gray	AU	MX	MTX, P, BQ, BC
Brickellia tomentella A. Gray	AU	CM	MTX, BQ, BC
Brickellia veronicifolia (Kunth) A. Gray	AU	MX	MTX, P
Cirsium jorullense (Kunth) Spreng.	H	CM	BQ, BC
Conyza canadensis (L.) Cronquist var. *pusilla* (Nutt.) Cronquist	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Conyza filaginoides (DC.) Hieron.	H	NMG	MTX, P, BQ, BC
Conyza schiedeana (Less.) Cronquist	H	DCA	BQ, BC
Conyza sophiifolia Kunth	H	DCA	MTX, P, BQ
Coreopsis cyclocarpa S. F. Blake	H	CM	BQ
Coreopsis guanajuatensis B. L. Turner	H	CM	MTX, BQ, BC
Coreopsis mutica DC.	H	CM	MTX
Cosmos bipinnatus Cav.	H	CV	
Cosmos crithmifolius Kunth	H	NMA	MTX, P, BQ, BC
Cosmos parviflorus (Jacq.) Pers.	H	SCM	BQ, BC
Chaetopappa ericoides (Torr.) G. L. Nesom	H	DCA	MTX, P
Chaptalia lyrata (Willd.) Spreng.	H	DCA	BQ, BC
Chaptalia texana Greene	H	SCM	MTX, P

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Chromolepis heterophylla Benth.	H	NCM	BQ, BC
Chrysactinia mexicana A. Gray	AU	SSM	MTX, P
Dahlia coccinea Cav.	H	NMG	MTX, P, BQ, BC
Dahlia merckii Lehm.	H	NCM	MTX, BQ, BC
Dahlia pinnata Cav.	H	CM	MTX, P, BQ, BC
Dyssodia papposa (Vent.) Hitchc.	H	DCA	MTX, P, BQ
Dyssodia pentachaeta (DC.) B.L. Rob. var. *puberula* (Rydb.) Strother	H	SCM	MTX, P
Dyssodia pinnata (Cav.) B.L. Rob. var. *glabrescens* Strother	H	NCM	MTX, P
Dyssodia pinnata (Cav.) B. L. Rob. var. *pinnata*	H	NCM	MTX, P, BQ, BC
Dyssodia setifolia (Lag.) B.L. Rob.	H	NCM	MTX
Erigeron galeottii (A. Gray) Greene	H	MX	BQ, BC
Eupatorium calaminthifolium Kunth	AU	NCM	MTX, P, BQ
Eupatorium calophyllum B. L. Rob.	AU	NCM	BQ
Eupatorium glabratum Kunth	AU	CM	BQ, BC, BMM
Fleischmannia pycnocephala (Less.) R. M. King & H. Rob.	H	SEN	MTX, P, BQ
Galinsoga parviflora Cav.	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Gnaphalium canescens DC.	H	SCM	MTX, P
Gnaphalium inornatum DC.	H	NCM	MX, P
Gnaphalium luteoalbum L.	H	EI	
Gnaphalium oxyphyllum DC.	H	SEN	BQ, BC
Gnaphalium salicifolium (Bertol.) Sch. Bip.	H	CMG	BC
Gnaphalium semiamplexicaule DC.	H	NMG	BQ, BC
Gutierrezia texana (DC.) Torr. & A. Gray var. *glutinosa* (S. Schauer) M. A. Lane	H	SCM	MTX, P
Gymnosperma glutinosum (Spreng.) Less.	AU	SEN	MTX, P
Haplopappus spinulosus (Pursh) DC.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Helenium mexicanum Kunth	H	DCA	MTX, P, BQ
Helianthus laciniatus A. Gray	H	SCM	MTX
Heliopsis annua Hemsl.	H	MX	MTX, BQ
Heterosperma pinnatum Cav.	H	SEN	MTX, P, BQ, BC
Heterotheca inuloides Cass. var. *rosei* B. Wagenkn.	H	CM	P, BQ, BC
Hieracium crepidispermum Fr.	H	MX	BQ, BC
Hieracium dysonymum S.F. Blake	H	NCM	BQ, BC, BMM

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Hybridella globosa (Ortega) Cass.	H	CM	P
Melampodium strigosum Stuessy	H	SCM	MTX, P
Montanoa leucantha (Lag.) S. F. Blake ssp. *leucantha*	AU	MX	MTX
Montanoa tomentosa Cerv.	AU	NCM	MTX
Packera sanguisorbae (DC.) C. Jeffrey	AU	NCM	MTX, BQ, BC
Perymenium buphthalmoides DC. var. *tenellum* (A. Gray) McVaugh	H	MX	MTX, P, BQ, BC
Perymenium mendezii DC. var *mendezii*	AU	MX	MTX
Pinaropappus roseus (Less.) Less. var. *roseus*	H	SCM	MTX, P
Piqueria pilosa Kunth	H	CSM	BQ, BC
Piqueria trinervia Cav.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Pittocaulon praecox (Cav.) H. Rob. & Brettell	AU	CM	MTX
Porophyllum tagetoides (Kunth) DC.	H	MX	P
Psacalium poculiferum (S. Watson) Rydb.	H	NCM	MTX, P, BC
Psilactis asteroides A. Gray	H	SEN	MTX, P, BQ
Psilactis brevilingulata Sch.Bip. ex Hemsl.	H	DCA	MTX, P
Roldana angulifolia (DC.) H. Rob. & Brettell	AU	MX	MTX, BQ, BC, BMM
Roldana heracleifolia (Hemsl.) H. Rob. & Brettell	AU	CM	MTX, BQ, BC
Sanvitalia angustifolia Engelm. ex A. Gray	H	NCM	MTX, P
Sanvitalia procumbens Lam.	H	DCA	BTC, MTX, P, BQ
Schkuhria pinnata (Lam.) Kuntze ex Thell. var. *wislizeni* (A. Gray) B. L. Turner	H	SEN	MTX, BQ
Senecio callosus Sch. Bip.	AU	CMG	BQ, BC, BMM
Senecio cinerarioides Kunth	AU	CM	BQ, BC
Senecio multidentatus Sch. Bip. ex Hemsl.	AU	CM	MTX, BQ, BC
Simsia amplexicaulis (Cav.) Pers.	H	NMG	BTC, BE, MTX, P, BQ
Stevia eupatoria (Spreng.) Willd.	H	NCM	MTX, P, BQ, BC
Stevia porphyrea McVaugh	H	NCM	P, BQ, BC
Stevia salicifolia Cav.	AU	SCM	BTC, BE, MTX, P
Stevia serrata Cav. var. *serrata*	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Stevia tomentosa Kunth	H	NCM	MTX, P, BQ, BC
Stevia viscida Kunth	H	SEN	MTX, P, BQ, BC
Tagetes filifolia Lag.	H	DCA	BTC, MTX, P, BQ
Tagetes foetidissima DC.	H	DCA	BQ, BC, BMM
Tagetes lucida Cav.	H	NMG	P, BQ, BC
Tagetes lunulata Ortega	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Tagetes micrantha Cav.	H	SCM	MTX, P, BQ, BC
Taraxacum officinale F. H. Wigg.	H	EI	

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Tithonia tubiformis (Jacq.) Cass.	H	NMA	BTS, BRC, MTX, P, BQ, BC
Tridax coronopifolia (Kunth) Hemsl.	H	MX	MTX, P
Tridax rosea Sch. Bip. ex B. L. Rob. & Greenm.	H	CM	MTX
Trigonospermum annuum McVaugh & Lask.	H	NCM	MTX
Trixis angustifolia DC.	AU	CM	MTX, P
Trixis inula Crantz	AU	DCA	MTX
Verbesina cinerascens B. L. Rob. & Greenm.	H	CM	BE
Verbesina pedunculosa (DC.) B. L. Rob.	H	NCM	MTX, P
Verbesina serrata Cav.	AU	NCM	MTX
Verbesina virgata Cav.	AU	NCM	MTX
Viguiera dentata (Cav.) Spreng.	H	SSM	MTX
Viguiera linearis (Cav.) Sch. Bip. ex Hemsl.	H	NCM	MTX, P
Wedelia acapulcensis Kunth	H	AD	MTX, P
Wedelia mexicana (Sch. Bip.) McVaugh	H	NCM	BQ, BC
Zaluzania augusta (Lag.) Sch. Bip.	AU	CM	MTX, BQ, BC
Zinnia peruviana (L.) L.	H	DCA	MTX, P
BORAGINACEAE			
Antiphytum parryi S. Watson	H	NCM	MTX
Heliotropium aff. *pringlei* B. L. Rob.	H	CMG	MTX, P
BEGONIACEAE			
Begonia gracilis Kunth	H	NMG	MTX, P, BQ
BETULACEAE			
Alnus acuminata ssp. *arguta* (Schltdl.) Furlow	AR	DCA	BQ, BC
BIGNONIACEAE			
Tecoma stans (L.) Juss. ex Kunth	AU	DCA	MTX, P
BRASSICACEAE			
Brassica rapa L.	H	EI	
Eruca sativa Mill.	H	CV	
Halimolobos berlandieri O. E. Schulz	H	MX	MTX
Lepidium virginicum L.	H	DCA	MTX, P
Lesquerella argentea (S. Schauer) S. Watson	H	NCM	MTX, P, BQ
Lesquerella argyraea (A. Gray) S. Watson var. *diffusa* (Rollins) Rollins	H	CM	MTX
Rorippa mexicana (DC.) Standl. & Steyerm.	H	DCA	MTX
Sisymbrium irio L.	H	EI	
BUDDLEJACEAE			
Buddleja cordata Kunth	AR	NMG	MTX, P, BQ
Buddleja parviflora Kunth	AU	MX	MTX, BC

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Buddleja scordioides Kunth	AU	SCM	MTX
BURSERACEAE			
Bursera fagaroides (Kunth) Engl. var. *fagaroides*	AR	NCM	BTC, MTX
Bursera palmeri S. Watson	AR	NCM	BTC, MTX
CACTACEAE			
Coryphantha erecta (Lem.) Lem.	O	CM	MTX
Coryphantha radians DC.) Britton & Rose var. *pectinoides* (J. M. Coult.) Bravo	O	CM	MTX
Coryphantha radians (DC.) Britton & Rose var. *radians*	O	CM	MTX
Cylindropuntia imbricata (Haw.) F. M. Knuth var. *imbricata*	O	SCM	MTX
Cylindropuntia tunicata (Lehm.) F. M. Knuth	O	NCM	MTX
Ferocactus histrix (DC.) G. E. Linds.	O	CM	MTX
Ferocactus latispinus (Haw.) Britton & Rose	O	CM	MTX
Ferocactus macrodiscus (Mart.) Britton & Rose	O	CM	MTX
Mammillaria densispina (J. M. Coult.) Orcutt	O	CM	BQ
Mammillaria magnimamma Haw.	O	NCM	MTX
Mammillaria orcuttii Boed.	O	CM	MTX
Mammillaria polythele Mart.	O	CM	MTX
Mammillaria sempervivi DC.	O	CM	MTX
Mammillaria uncinata Zucc. ex Pfeiff.	O	CM	MTX
Marginatocereus marginatus (DC.) Backeb.	O	CM	MTX
Myrtillocactus geometrizans (Mart. ex Pfeiff.) Console	O	CSM	MTX
Opuntia hyptiacantha F. A. C. Weber	O	CM	MTX
Opuntia lasiacantha Pfeiff.	O	CM	MTX
Opuntia lindheimeri Engelm. var. *lindheimeri*	O	DCA	MTX
Opuntia robusta J.C. Wendl. var. *robusta*	O	CM	MTX
Opuntia streptacantha Lem.	O	CM	MTX
Stenocactus dichroacanthus (Mart.) A. Berger ex Backeb. & F.M. Knuth	O	CM	MTX
Stenocactus ochoterenianus Tiegel	O	CM	BQ, BC
Stenocactus pentacanthus (Lem.) A. Berger ex A.W. Hill	O	NCM	MTX
Stenocereus dumortieri (Scheidw.) Buxb.	O	CM	BE, MTX
CALLITRICHACEAE			
Callitriche heterophylla Pursh	H	DCA	BQ, BC
CAMPANULACEAE			
Diastatea tenera (A. Gray) McVaugh	H	NMG	MTX, P, BQ
Lobelia berlandieri A. DC. var. *seleriana* E. Wimm.	H	NCM	BQ, BC
Lobelia cardinalis L.	H	DCA	BTC, BE, MTX, P, BQ

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Lobelia fenestralis Cav.	H	SSM	MTX, P, BQ
Lobelia laxiflora Kunth	H	SSM	P, BQ
CAPRIFOLIACEAE			
Lonicera pilosa (Kunth) Willd. ex Kunth	AR	NCM	BQ, BC, BMM
Sambucus nigra ssp. *canadensis* (L.) Bolli	AR	DCA	BC, BMM
Symphoricarpos microphyllus Kunth	AU	SEN	MTX, P, BQ, BC
CARYOPHYLLACEAE			
Arenaria bourgaei Hemsl.	H	DCA	BQ, BC
Arenaria lanuginosa (Michx.) Rohrb.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Arenaria reptans Hemsl.	H	CMG	BQ, BC
Drymaria effusa A. Gray	H	SEN	BQ, BC
Drymaria glandulosa Bartl.	H	DCA	MTX, P,BQ
Drymaria laxiflora Benth.	H	SEN	MTX
Drymaria multiflora Brandegee	H	DCA	BQ
Drymaria tenuis S. Watson	H	CM	MTX
Drymaria xerophylla A. Gray	H	CM	MTX
Paronychia mexicana Hemsl.	H	NCM	MTX
Silene laciniata Cav.	H	SSM	MTX, BQ, BC
Stellaria cuspidata Willd. ex D. F. K. Schltdl.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
CHENOPODIACEAE			
Chenopodium ambrosioides L.	H	DCA	BTS, BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Chenopodium fremontii S. Watson	H	DCA	MTX
Chenopodium graveolens Willd.	H	AD	MTX, P, BQ
Salsola tragus L.	H	EI	MTX
CISTACEAE			
Helianthemum argenteum Hemsl.	H	CM	P, BQ
Helianthemum glomeratum (Lag). Lag.	H	SEN	MTX, P, BQ, BC
Helianthemum patens Hemsl.	H	CM	BE, MTX, P, BC
Helianthemum pugae Calderón	H	CM	BQ, BC
CLUSIACEAE			
Hypericum galinum S. F. Blake	H	CM	P, BQ, BC
Hypericum silenoides Juss.	H	DCA	BQ, BC
CONVOLVULACEAE			
Convolvulus equitans Benth.	H	DCA	P
Cuscuta corymbosa Ruiz & Pav. var. *grandiflora* Engelm.	H	DCA	MTX

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Cuscuta obtusiflora Kunth	H	DCA	BTC, BE, MTX, P, BQ
Cuscuta tinctoria Mart. ex Engelm.	H	NMG	BTC, BQ, BC
Dichondra argentea Humb. & Bonpl. ex Willd.	H	DCA	MTX, P
Evolvulus alsinoides (L.) L.	H	AD	MTX, P
Evolvulus prostratus B. L. Rob.	H	MX	MTX, P, BQ
Evolvulus sericeus Sw.	H	DCA	BTC, MTX, P
Ipomoea cristulata Hallier f.	H	SCM	MTX, P
Ipomoea decasperma Hallier f.	H	CM	BQ, BC
Ipomoea murucoides Roem. & Schult.	AR	CMG	MTX
Ipomoea orizabensis (G. Pelletan) Ledeb. ex Steud.	H	NMG	MTX, P, BQ, BC
Ipomoea pubescens Lam.	H	DCA	MTX, P
Ipomoea purpurea (L.) Roth	H	DCA	MTX, P, BQ
Ipomoea stans Cav.	H	MX	MTX, P
CRASSULACEAE			
Echeveria bifurcata Rose	H	NCM	MTX, BQ, BC
Echeveria mucronata Schltdl.	H	MX	BQ, BC
Pachyphytum compactum Rose	H	CM	MTX
Sedum ebracteatum DC.	H	CM	MTX
Sedum greggii Hemsl.	H	CM	BC
Sedum moranense Kunth	H	CM	MTX
Villadia misera (Lindl.) R. T. Clausen	H	CM	MTX, BQ, BC
Villadia patula Moran & C. H. Uhl	H	CM	MTX, BQ, BC
CUCURBITACEAE			
Apodanthera undulata A. Gray	H	SCM	BTC, MTX, P
Cucurbita foetidissima Kunth	H	DCA	MTX, P
Cucurbita pedatifolia L. H. Bailey	H	CM	MTX
Cyclanthera dissecta (Torr. & A. Gray) Arn.	H	SEN	MTX, P
Sicyos deppei G. Don	H	CSM	MTX
ERICACEAE			
Arbutus tessellata P. D. Sørensen	AR	NCM	BQ, BC
Arctostaphylos pungens Kunth	AU	SSM	BQ, BC
Comarostaphylis polifolia (Kunth) Zucc. ex Klotzsch	AU	MX	MTX, BQ, BC
Vaccinium caespitosum Michx.	AU	AD	BC, P
EUPHORBIACEAE			
Acalypha indica L.	H	NMA	MTX, P, BQ, BC
Acalypha infesta Poepp.	H	EI	
Acalypha mollis Kunth	H	CSM	BQ, BC
Acalypha monostachya Cav.	H	SCM	MTX, P

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Acalypha phleoides Cav.	H	NMG	MTX, P, BQ
Croton adspersus Benth.	AU	NMG	MTX, P
Croton ciliatoglandulifer Ortega	AU	NMA	MTX
Croton morifolius Willd.	AU	MX	MTX
Euphorbia cyathophora Murray	H	NCM	BTC, MTX, BQ, BMM
Euphorbia dentata Michx.	H	DCA	BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Euphorbia graminea Jacq.	H	DCA	MTX
Euphorbia indivisa (Engelm.) Tidestr.	H	NMG	BTC, BE, MTX, P, BQ
Euphorbia macropus (Klotzsch & Garcke) Boiss.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Euphorbia nutans Lag.	H	AD	P, BQ
Euphorbia prostrata Aiton	H	DCA	MTX, BQ, BC
Euphorbia radians Benth.	H	SSM	MTX, P
Euphorbia villifera Scheele	H	NMG	MTX
Jatropha dioica Cerv.	AU	SSM	MTX
Phyllanthus polygonoides Nutt. ex Spreng.	H	SCM	MTX, P, BQ
Tragia nepetifolia Cav. var. *nepetifolia*	H	SEN	MTX, P
FABACEAE			
Acacia schaffneri (S.Watson) F. J. Herm.	AR	SCM	MTX
Acaciella angustissima (Mill.) Britton & Rose var. *angustissima*	AU	DCA	MTX, BQ, BCM
Astragalus guatemalensis Hemsl. var. *brevidentatus* (Hemsl.) Barneby	H	CM	BQ, BMM
Astragalus hypoleucus S. Schauer	H	MX	MTX, BQ, BC
Astragalus micranthus Desv.	H	CM	P, BQ, BC
Astragalus nuttallianus DC.	H	SCM	MTX
Brongniartia parryi Hemsl.	H	CSM	MTX, BQ
Calliandra eriophylla Benth.	AU	SCM	MTX, P, BQ
Calliandra humilis Benth. var. *reticulata* (A. Gray) L. D. Benson	AU	SCM	MTX, P, BQ, BC
Cologania angustifolia Kunth	H	SSM	MTX, P, BC
Cologania broussonetii (Balb.) DC.	H	DCA	MTX, P
Dalea bicolor Humb. & Bonpl. ex Willd.	AU	SSM	MTX, P, BC
Dalea filiciformis B. L. Rob. & Greenm.	AU	NCM	MTX, BQ
Dalea foliolosa (Aiton) Barneby var. *foliolosa*	H	NMA	MTX, P, BC
Dalea foliolosa (Aiton) Barneby var. *citrina* (Rydb.) Barneby	H	DCA	MTX, P, BQ

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Dalea lutea (Cav.) Willd. var. *lutea*	H	NCM	P, BQ
Dalea prostrata Ortega	H	NCM	MTX, P, BC
Desmanthus painteri (Britton & Rose) Standl.	H	NCM	MTX
Desmodium grahamii A. Gray	H	SCM	MTX, P, BQ, BC
Desmodium neomexicanum A. Gray	H	DCA	MTX, P
Desmodium orbiculare Schltdl.	AU	CMG	BQ, BMM
Erythrina coralloides DC.	AR	MX	MTX, P, BQ
Erythrina leptorrhiza Moc. & Sessé	H	CM	MTX, P, BQ
Eysenhardtia polystachya (Ortega) Sarg.	AR	SCM	MTX, P
Galactia brachystachya Benth.	T	CM	BTC, MTX, P
Hoffmannseggia glauca (Ortega) Eifert	H	DCA	MTX, P
Indigofera miniata Ortega	H	CSM	MTX, P
Lupinus campestris Cham. & Schltdl.	H	CM	BTC, BE, MTX, P, BQ
Macroptilium gibbosifolium (Ortega) A. Delgado	H	SEN	MTX, P
Marina procumbens (Sessé & Moc. ex DC.) Barneby	H	CM	BE, MTX, P
Medicago lupulina L.	H	EI	
Medicago polymorpha L.	H	EI	
Medicago sativa L.	H	CV	
Mimosa aculeaticarpa Ortega	AU	SCM	MTX, P
Mimosa texana (A. Gray) Small var. *texana*	AU	SCM	BTC, MTX
Nissolia leiogyne Sandwith	T	MX	BTS, BTC, MX
Nissolia microptera Poir.	T	MX	BTC, MTX, P
Nissolia pringlei Rose	T	NCM	MTX
Nissolia wislizeni (A. Gray) A. Gray	T	SCM	MTX, P
Phaseolus coccineus L.	H	NMG	MTX, P, BQ, BC
Phaseolus polymorphus S. Watson	H	NCM	BQ, BC
Phaseolus vulgaris L.	H	CV	
Prosopis laevigata (Humb. & Bonpl. ex Willd.) M. C. Johnst.	AR	SSM	BE, MTX, P
Psoralea palmeri Ockendon	H	NCM	P, BQ
Rhynchosia minima (L.) DC.	H	AD	BTP, BTS, BTC, MTX, P, BQ
Senna crotalarioides (Kunth) H. S. Irwin & Barneby	AU	NCM	MTX, P, BQ, BC
Senna hirsuta (L.) H. S. Irwin & Barneby	AU	DCA	BQ, BC
Senna multiglandulosa (Jacq.) H. S. Irwin & Barneby	AU	DCA	MTX, P, BQ
Senna polyantha (Moc. & Sessé ex Collad.) H. S. Irwin & Barneby	AU	MX	BTC, MTX
Senna septemtrionalis (Viv.) H. S. Irwin & Barneby	AU	DCA	MTX, P, BQ

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Stylosanthes humilis Kunth	H	DCA	P
Trifolium amabile Kunth	H	DCA	BQ, BC
Zornia thymifolia Kunth	H	NMA	MTX, P, BQ
FAGACEAE			
Quercus candicans Née	AR	NMG	BQ, BC
Quercus castanea Née	AR	MX	BQ, BC
Quercus deserticola Trel.	AR	CM	MTX
Quercus microphylla Née	AR	NCM	P, BQ
Quercus potosina Trel.	AR	NCM	MTX, BQ
GARRYACEAE			
Garrya laurifolia Hartw. ex Benth.	AR	DCA	BC
GENTIANACEAE			
Gentiana ovatiloba Kusn.	H	CMG	BQ, BC
GERANIACEAE			
Erodium cicutarium (L.) L'Hér. ex Aiton	H	CV	
Geranium bellum Rose	H	CM	BQ, BC
HYDROPHYLLACEAE			
Nama dichotoma (Ruiz & Pav.) Choisy var. *dichotoma*	H	DCA	MTX, P
Nama dichotoma (Ruiz & Pav.) Choisy var. *pueblensis* (B. L. Rob. & Greenm.) J. F. Macbr.	H	MX	MTX, BC
Nama origanifolia Kunth	H	NCM	MTX, P
KRAMERIACEAE			
Krameria pauciflora DC.	H	MX	MTX, P
Krameria secundiflora DC.	H	NCM	MTX, P
LAMIACEAE			
Hedeoma nana (Torr.) Briq.	H	SCM	BTC, MTX, BQ
Leonotis nepetifolia (L.) R. Br.	H	EI	
Marrubium vulgare L.	H	EI	
Salvia axillaris Moc. & Sessé	H	CM	MTX, P, BQ, BC
Salvia curviflora Benth.	H	CM	BQ
Salvia elegans Vahl	H	MX	BQ, BC, BMM
Salvia fulgens Cav.	AU	CM	BQ, BMM
Salvia helianthemifolia Benth.	H	CM	BQ, BC
Salvia hirsuta Jacq.	H	MX	MTX, P
Salvia laevis Benth.	H	CM	MTX, P, BQ, BC
Salvia melissodora Lag.	H	MX	MTX
Salvia mexicana L. var. *mexicana*	H	MX	P, BQ, BC
Salvia mexicana L. var. *minor* Benth.	H	NCM	MTX, BQ, BC
Salvia microphylla Kunth var. *neurepia* (Fernald) Epling	AU	NCM	MTX, BQ, BC

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Salvia nana Kunth	H	CM	BQ, BC
Salvia patens Cav.	H	CM	BQ
Salvia reflexa Hornem.	H	DCA	MTX
Satureja mexicana (Benth.) Briq.	AU	NCM	MTX
Stachys coccinea Ortega	H	SEN	MTX, P, BQ
Stachys nepetifolia Cav.	H	CM	MTX
LAURACEAE			
Litsea glaucescens Kunth	AU	DCA	BQ, BC
Persea liebmannii Mez	AR	MX	BTS, BQ, BC, BMM
LENTIBULARIACEAE			
Pinguicula macrophylla Kunth	H	CM	BQ, BC
Pinguicula moranensis Kunth var. *moranensis*	H	DCA	BQ, BC, BMM
LINACEAE			
Linum rupestre (A. Gray) Engelm. ex A. Gray	H	SEN	MTX, P, BQ
Linum schiedeanum Schltdl. & Cham.	H	SEN	P
LOASACEAE			
Mentzelia hispida Willd.	H	MX	MTX, P
LYTHRACEAE			
Cuphea aequipetala Cav.	H	NMA	MTX, P, BQ, BC
Cuphea lanceolata W. T. Aiton	H	NCM	MTX, P
Heimia salicifolia Link	AU	DCA	MTX, BQ
Lythrum album Kunth	H	CM	MTX, P
Lythrum gracile Benth.	H	NMG	MTX, BMM
MALPIGHIACEAE			
Aspicarpa hirtella Rich.	AU	CM	MTX, P
Galphimia glauca Cav.	AU	NCM	MTX, BQ
Gaudichaudia cynanchoides Kunth	AU	NMA	MTX, BQ
MALVACEAE			
Abutilon ellipticum Schltdl.	H	NCM	BTC, MTX, BMM
Abutilon malacum S. Watson	H	SCM	MTX
Anoda crenatiflora Ortega	H	NCM	MTX, P, BQ
Anoda cristata (L.) Schltdl.	H	DCA	MTX, P, BQ, BTC
Anoda pentaschista A. Gray	H	SSM	BTC, MTX, P, BQ
Herissantia crispa (L.) Brizicky	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ
Malva parviflora L.	H	DCA	BCT, MTX, P
Malvastrum bicuspidatum (S.Watson) Rose ssp. *bicuspidatum*	AU	CM	MTX, P
Malvella leprosa (Ortega) Krapov.	H	DCA	MTX,P

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Modiola caroliniana (L.) G. Don	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ
Sida abutifolia Mill.	H	DCA	MTX
Sida elliottii Torr. & A. Gray	H	SEN	BQ, BC
Sida linearis Cav.	H	CSM	BTC, MTX, P, BQ, BC
Sphaeralcea angustifolia (Cav.) G. Don	H	DCA	MTX
MARTYNIACEAE			
Proboscidea louisiana (Mill.) Thell. ssp. *fragrans* (Lindl.) Bretting	H	SSM	BE, MTX, P, BQ
MOLLUGINACEAE			
Mollugo verticillata L.	H	AD	BTS, BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
NYCTAGINACEAE			
Mirabilis aggregata (Ortega) Cav.	H	SCM	MTX
Mirabilis glabrifolia (Ortega) I. M. Johnst.	H	SSM	MTX, P, BQ, BC
Mirabilis jalapa L.	H	EI	
Mirabilis longiflora L.	H	SSM	MTX
Mirabilis melanotricha (Standl.) Spellenb.	H	SCM	MTX
OLEACEAE			
Forestiera phillyreoides (Benth.) Torr.	AU	CM	MTX
Fraxinus rufescens Lingelsh.	AR	CM	MTX
Menodora helianthemoides Bonpl.	AU	CM	MTX, BQ
ONAGRACEAE			
Fuchsia microphylla Kunth	AU	DCA	BQ, BC, BMM
Gaura coccinea Pursh	H	DCA	BTC, BE, MTX, P, BQ
Lopezia miniata Lag. ex DC.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC, BMM
Lopezia racemosa Cav.	H	NMA	MTX, P, BQ, BC, BMM
Lopezia trichota Schltdl.	H	NCM	MTX, P
Ludwigia peploides (Kunth) P. H. Raven	H	AD	MTX, P, BQ, BC
Oenothera pubescens Willd. ex Spreng.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC, BMM
Oenothera rosea L'Hér. ex Aiton	H	DCA	MTX, P, BQ, BC, BMM
OROBANCHACEAE			
Conopholis alpina Liebm.	H	DCA	BQ

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
OXALIDACEAE			
Oxalis corniculata L. ssp. *albicans* (Kunth) Lourteig	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Oxalis decaphylla Kunth	H	SCM	MTX, P
Oxalis divergens Benth. ex Lindl.	H	CM	MTX, BQ
Oxalis latifolia Kunth	H	AD	BTS, BTC, BE, MTX, P, BQ, BC
Oxalis lunulata Zucc.	H	CMG	MTX, P
PAPAVERACEAE			
Argemone ochroleuca Sweet	H	AD	MTX
PASSIFLORACEAE			
Passiflora exsudans Zucc.	T	MX	MTX, BQ
PHYTOLACACEAE			
Phytolacca icosandra L.	H	DCA	BTC, BE, MX, P, BQ, BC, BMM
PLANTAGINACEAE			
Plantago australis Lam. ssp. *hirtella* (Kunth) Rahn	H	DCA	MTX, P, BQ, BC, BMM
Plantago lanceolata L.	H	EI	
Plantago major L.	H	EI	
Plantago nivea Kunth	H	NMG	MTX, P, BQ, BC, BMM
PLUMBAGINACEAE			
Plumbago pulchella Boiss.	H	NCM	MTX, P
POLEMONIACEAE			
Loeselia coerulea (Cav.) G. Don	H	MX	MTX, P
Loeselia mexicana (Lam.) Brand	H	MX	MTX, P, BQ
POLYGALACEAE			
Polygala barbeyana Chodat	H	NCM	BTC, MTX, BQ, BC
Polygala compacta Rose	H	CM	MTX, P
Polygala dolichocarpa S. F. Blake	H	NCM	MTX, BQ
Polygala lindheimeri A. Gray var. *eucosma* (S. F. Blake) T. Wendt	H	CM	MTX, P, BQ, BC
Polygala mexicana Moc. ex Cav.	H	CM	MTX, P, BQ, BC
Polygala vergrandis W. H. Lewis	H	NCM	MTX, BQ
POLYGONACEAE			
Polygonum aviculare L.	H	EI	
Polygonum mexicanum Small	H	SSM	MTX, P, BQ
Rumex crispus L.	H	EI	

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
PONTEDERIACEAE			
Heteranthera peduncularis Benth.	H	NMG	MTX, BQ, BC
Heteranthera rotundifolia (Kunth) Griseb.	H	DCA	BTC, MTX, P, BQ, BC
PORTULACACEAE			
Montia chamissoi (Ledeb. ex Spreng.) Greene	H	DCA	BQ, BC
Portulaca guanajuatensis Ocampo	H	CM	MTX
Portulaca mexicana P. Wilson	H	DCA	MTX, P
Portulaca oleracea L.	H	AD	BTC, BE, MTX, P, BQ
Portulaca pilosa L.	H	DCA	MTX, P
Talinopsis frutescens A. Gray	H	SCM	MTX
Talinum lineare Kunth	H	CM	MTX
Talinum napiforme DC.	H	MX	MTX
Talinum paniculatum (Jacq.) Gaertn.	H	DCA	MTX
PRIMULACEAE			
Anagallis arvensis L.	H	EI	
RAFFLESIACEAE			
Pilostyles thurberi A. Gray	H	SCM	MTX, BQ
RANUNCULACEAE			
Clematis dioica L.	T	DCA	MTX, P, BC
Ranunculus hydrocharoides A. Gray	H	SEN	BC
Thalictrum pubigerum Benth.	H	CSM	BQ, BC
RHAMNACEAE			
Ceanothus caeruleus Lag.	AU	NMG	BQ, BC
Condalia velutina I. M. Johnst.	AU	CM	BTC, MTX, P, BQ
Karwinskia humboldtiana (Schult.) Zucc.	AU	SCM	BTC, MTX, P, BQ
Rhamnus microphylla Humb. & Bonpl. ex Schult.	AU	NCM	BQ, BC
ROSACEAE			
Amelanchier denticulata (Kunth) K. Koch	AU	SEN	MTX, P
Fragaria vesca L. var. *bracteata* (A. Heller) R. J. Davis	H	DCA	BQ, BC, BMM
Prunus serotina Ehrh. ssp. *virens* (Wooton & Standl.) McVaugh	AR	SCM	BQ, BC
Rubus pringlei Rydb.	AU	CMG	BQ, BC
RUBIACEAE			
Borreria verticillata (L.) G. Mey.	H	DCA	MTX, P
Bouvardia laevis M. Martens & Galeotti	AU	CM	BQ
Bouvardia longiflora (Cav.) Kunth	AU	CMG	MTX, P, BQ, BC
Bouvardia ternifolia (Cav.) Schltdl.	AU	SSM	MTX, P, BQ, BC

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Crusea diversifolia (Kunth) W. R. Anderson	H	SEN	MTX, P
Diodia teres Walter	H	DCA	MTX, BQ, BC, BMM
Galium mexicanum Kunth	H	DCA	MTX, BQ, BC, BMM
Galium uncinulatum DC.	H	DCA	MTX, BQ, BC, BMM
Houstonia rubra Cav.	H	SCM	MTX, P
RUTACEAE			
Ptelea trifoliata L.	AU	MX	BTC, BE, MTX, BQ
SALICACEAE			
Salix bonplandiana Kunth	AR	SEN	MTX, P, BQ, BC
SAPINDACEAE			
Cardiospermum halicacabum L.	T	AD	BTP, BTS, BTC, MTX, P
Dodonaea viscosa Jacq.	AU	AD	MTX, P, BQ, BC
SCROPHULARIACEAE			
Castilleja arvensis Schltdl. & Cham.	H	DCA	MTX, BQ, BC
Castilleja lithospermoides Kunth	H	MX	MTX, P, BQ, BC
Castilleja tenuiflora Benth.	H	NCM	MTX, BQ, BC
Lamourouxia dasyantha (Cham. & Schltdl.) W. R. Ernst	H	NCM	MTX, BQ, BC
Maurandya barclayana Lindl.	T	DCA	MTX, P
Mecardonia procumbens (Mill.) Small	H	DCA	MTX, P
Penstemon amphorellae Crosswh.	H	CM	MTX, BQ, BC
Penstemon gentianoides (Kunth) Poir.	H	CMG	MTX, BQ, BC
Seymeria decurva Benth.	H	MX	BQ
SOLANACEAE			
Bouchetia erecta DC. ex Dunal	H	MX	MTX, P
Cestrum nitidum M. Martens & Galeotti	H	CSM	BQ, BC, BMM
Datura ceratocaula Jacq.	H	MX	MTX
Datura quercifolia Kunth	H	SCM	MTX
Jaltomata procumbens (Cav.) J. L. Gentry	H	DCA	BQ, BC, BMM
Lycianthes dejecta (Fernald) Bitter	H	NCM	MX, P
Lycianthes peduncularis (Schltdl.) Bitter	H	CM	P
Nicotiana glauca Graham	AU	CV	
Petunia parviflora Juss.	H	DCA	P
Physalis coztomatl Dunal	H	CM	BQ, BC
Physalis chenopodifolia Willd.	H	NCM	MTX, P, BQ, BC, BMM
Physalis gracilis Miers	H	DCA	BTC, BQ, BC
Physalis nicandroides Schltdl.	H	DCA	BTC, MTX, BQ, BC
Physalis orizabae Dunal	H	MX	MTX, P

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
Physalis patula Mill.	H	MX	MTX, P
Physalis virginiana Mill.	H	CSM	MTX, P
Solanum dasyadenium Bitter	H	CM	BQ, BC
Solanum demissum Lindl.	H	CMG	BC
Solanum elaeagnifolium Cav.	H	DCA	MTX, P
Solanum heterodoxum Dunal	H	SCM	MTX
Solanum jasminoides Paxton	T	EI	
Solanum nigrescens M. Martens & Galeotti	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Solanum pubigerum Dunal	H	NMA	MTX, P, BQ, BC
Solanum rostratum Dunal	H	DCA	MTX
TURNERACEAE			
Turnera diffusa Willd.	H	DCA	MTX, P
VALERIANACEAE			
Valeriana ceratophylla Kunth	H	CM	MTX, BQ
Valeriana laciniosa M. Martens & Galeotti	H	NCM	MTX, P
Valeriana palmeri A. Gray	H	DCA	MTX
Valeriana robertianifolia Briq.	H	DCA	BQ
Valeriana sorbifolia Kunth	H	DCA	MTX
VERBENACEAE			
Aloysia gratissima (Gillies & Hook.) Tronc.	H	DCA	BTS, BTC, MTX, P, BQ
Bouchea prismatica (L.) Kuntze var. *brevirostra* Grenzeb.	H	DCA	BTC, MTX, P
Glandularia bipinnatifida (Nutt.) Nutt.	H	DCA	BTC, MTX, P
Lantana camara L.	AU	DCA	BTS, BTC, MTX, BQ
Lantana hirta Graham	AU	DCA	MTX, P
Lippia ligustrina (Lag.) Britton	AU	SCM	BE, MTX, P, BQ
Lippia queretarensis Kunth	AU	DCA	BTS, BTC, MTX, P, BQ
Phyla nodiflora (L.) Greene	H	MX	MTX, P
Priva grandiflora (Ortega) Moldenke	H	MX	MTX, P
Priva mexicana (L.) Pers.	H	NMA	MTX P
Verbena bipinnatifida Nutt.	H	DCA	BQ, BC, BMM
Verbena canescens Kunth	H	SSM	MTX, P
Verbena gracilis Desf.	H	DCA	MTX, P, BQ, BC
Verbena menthifolia Benth.	H	SSM	MTX, P, BQ, BC, BMM
VIOLACEAE			
Hybanthus verbenaceus (Kunth) Loes.	H	MX	MTX, BQ

Anexo. Continuación.

	Hábito	Distribución	
		Geográfica	Ecológica
VITACEAE			
Cissus sicyoides L.	T	DCA	MTX, P
VISCACEAE			
Phoradendron carneum Urb.	H	CM	MTX, BQ
Phoradendron schumannii Trel.	H	NCM	BQ



Acta Botanica Mexicana 107: 67-97 (2014)

MORFOLOGÍA DE LAS ESPECIES DE *ABELIA* SECCIÓN *VESALEA* (CAPRIFOLIACEAE)

José Á. Villarreal-Quintanilla[1,4], A. Eduardo Estrada-Castillón[2], José L. Villaseñor-Ríos[3] y Manuel de la Rosa-Ibarra[1]

[1]Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Departamento de Botánica, Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, 25315 Saltillo, Coahuila, México.
[2]Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Forestales, Apdo. postal 41, 67700 Linares, Nuevo León, México.
[3]Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología, Departamento de Botánica, Apdo. postal 70-233, Ciudad Universitaria, 04510 Coyoacán, México, D.F., México.
[4]Autor para la correspondencia: javillarreal00@hotmail.com

RESUMEN

Abelia es un género de la familia Caprifoliaceae con distribución en Asia y América. Las cinco especies americanas conocidas se restringen a México y son las que conforman la sección *Vesalea*. Se hace una comparación de los rasgos morfológicos y anatómicos entre las especies mexicanas, con referencia a *Abelia* × *grandiflora*, y en ocasiones a otros elementos asiáticos. Los representantes de la sección *Vesalea* se caracterizan por tener glándulas nectaríferas en forma de banda y semillas obovadas.

Palabras clave: *Abelia*, Caprifoliaceae, Linnaeeae, morfología, *Vesalea*.

ABSTRACT

Abelia is a genus of the family Caprifoliaceae distributed in Asia and America. The five known American species are restricted to Mexico and integrate the section *Vesalea*. The morphology and anatomy between the Mexican species is compared, with reference to *Abelia* × *grandiflora* and to some other Asiatic ones. The representatives of section *Vesalea* are characterized by having strap-like nectariferous glands and obovate seeds.

Key words: *Abelia*, Caprifoliaceae, Linnaeeae, morphology, *Vesalea*.

INTRODUCCIÓN

El género *Abelia* ha sido tradicionalmente considerado como un elemento de la familia Caprifoliaceae. Backlund y Pyck (1998) lo clasificaron en la familia Linnaeaceae, que actualmente se reconoce como la tribu Linnaeeae (Landrein et al., 2012) dentro de Caprifoliaceae (s. l.) (APG III, 2009) o alternativamente a nivel de subfamilia (Linnaeoideae; Stevens, 2001 onwards). Se distribuye en las áreas montañosas de las regiones templadas y tropicales del hemisferio norte (Good, 1974). Comprende unas 25 especies de arbustos con flores infundibuliformes o tubulares, cáliz persistente y fruto seco. La mayoría de las especies se localizan en Asia, mientras que en América el género está restringido a México (Villarreal-Quintanilla et al., 2013). *Abelia* (sensu lato) está formada por las secciones *Abelia* y *Zabelia* que comprenden las especies asiáticas, y *Vesalea* que incluye a las mexicanas (Fukuoka, 1968). Las que conforman esta última, en un sentido general, son cinco con dos variedades adicionales: *Abelia coriacea* Hemsl. var. *coriacea*, conocida de una localidad en el sur de San Luis Potosí; *A. coriacea* var. *subcoriacea* Villarreal, distribuida en el norte del país en los estados de Chihuahua, Coahuila y Nuevo León; *A. floribunda* (M. Martens & Galeotti) Decne. var. *floribunda*, de Puebla, Veracruz y norte de Oaxaca; *A. floribunda* var. *foliacea* Villarreal, del sur de Chiapas; *A. grandifolia* Villarreal, del norte de Querétaro; *A. mexicana* Villarreal, del oeste de Oaxaca y *A. occidentalis* Villarreal, del sur de Durango y norte de Jalisco (Villarreal-Quintanilla et al., 2013). Las asiáticas se caracterizan por la presencia de una glándula nectarífera en forma de almohadilla localizada en una protuberancia en la base del tubo de la corola, la cual está ausente en las americanas. Las glándulas nectaríferas en los representantes de la sección *Vesalea* se ubican en 1 o 3 bandas en la porción adaxial de la corola y el tubo de la corola carece de giba.

La morfología en *Abelia* ha sido poco estudiada, en especial la de las especies mexicanas de las cuales más de la mitad han sido descubiertas recientemente. Trabajos como los de Arreguín (1980) para polen, Sax y Kribs (1930) para cromosomas, Wilkinson (1948) de anatomía floral y Landrein y Prenner (2013) para el desarrollo de la inflorescencia en Caprifoliaceae son de los pocos reportados. Sobre morfología de elementos mexicanos de *Abelia* se encuentran los de Villarreal Quintanilla (2000, 2002, 2008). El propósito de este trabajo es presentar una descripción detallada y comparada de la morfología y anatomía de los elementos de la sección *Vesalea* con la finalidad de tener mayor entendimiento del grupo y poder definir mejor su taxonomía.

MÉTODOS

En este estudio se compara la morfología de las especies mexicanas (sección *Vesalea*). Se describen las partes aéreas de la planta como tallo, hojas, flores, fruto, semillas y polen, así como la anatomía foliar y floral de cada especie. En algunos casos se contrastó la información con la obtenida de *Abelia* × *grandiflora* (Rovelli ex André) Rehder, frecuentemente cultivada como planta de ornato y la de otras especies asiáticas. Para la toma de dimensiones de estructuras de la planta, se midieron 10 de ellas en tres ejemplares de cada especie (Cuadro 1) para así obtener el promedio y valores mínimos y máximos.

En el trabajo anatómico se emplearon tanto muestras frescas recolectadas en campo como las obtenidas de ejemplares de herbario. Estas últimas se hidrataron previamente y, al igual que las primeras, se fijaron en FAA. Después se deshidrata-

Cuadro 1. Ejemplares empleados para el análisis morfológico (con asterisco los que también se utilizaron para anatomía de la hoja), se anota su ubicación geográfica.

Especie	Colector y herbario	Localidad
Abelia × *grandiflora*	*J. Á. Villarreal 8661* (ANSM)*	Distrito Federal
Abelia coriacea	*J. Rzedowski 4434* (MEXU)*	San Luis Potosí
	E. Estrada et al. 2125 (ANSM)*	Nuevo León
	F. Chiang 9269 (TEX)	Coahuila
	T. F. Patterson 6782 (TEX)	Nuevo León
Abelia floribunda	*J. Á. Villarreal et al. 8225* (ANSM)*	Oaxaca
	J. Á. Villarreal 8602 (ANSM)	Oaxaca
	J. Á. Villarreal 8223 (ANSM)	Puebla
Abelia grandifolia	*B. Servín 1101* (IEB)*	Querétaro
	E. Carranza 2876 (IEB)	Querétaro
	B. Servín 1299 (IEB)	Querétaro
Abelia mexicana	*I. Calzada et al. 21100* (ANSM)*	Oaxaca
	D. E. Breedlove 69627 (CAS)	Oaxaca
	J. Á. Villarreal 8601 (ANSM)	Oaxaca
Abelia occidentalis	*J. Á. Villarreal et al 8180* (ANSM)*	Durango
	A. García 2406 (ANSM)	Durango
	S. González 3804 (ANSM)	Durango

ron en forma gradual con etanol a 30%, 50%, 70%, 96% y absoluto, y se aclararon en una solución de etanol absoluto-xilol (1:1) y xilol. Posteriormente se pasaron a una mezcla de xilol y parafina (1:1) y luego a parafina pura a 60 ºC por 24 horas cada una. Las muestras se incluyeron en bloques de tamaño apropiado para cortar al microtomo. Los cortes se adhirieron al portaobjetos con una capa de grenetina disuelta y posteriormente se hicieron pruebas de tinción con la técnica de safranina-verde rápido y se montaron con bálsamo de Canadá. En cada estructura anatómica se realizaron observaciones en al menos tres laminillas por especie.

Para evidenciar los patrones de venación en las hojas y los lóbulos del cáliz, las muestras tomadas se transparentaron, usando las técnicas convencionales. Las partes por estudiar se colocaron en una solución de NaOH a 5% durante 3-10 días a 37 ºC. Se deshidrataron gradualmente en etanol a 30% y 50%, luego se tiñeron en una solución de safranina a 1% en alcohol a 50% y se continuó con etanol a 70%, 96% y absoluto. Para aclarar se empleó una mezcla de alcohol y xilol (1:1) y posteriormente xilol. En el montaje se empleó bálsamo de Canadá. Las fotomicrografías al microscopio electrónico de barrido fueron tomadas en un S-2 460N Hitachi en el Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México. El material utilizado que sirvió de referencia para el trabajo anatómico se enlista en el Cuadro 1.

RESULTADOS

La morfología comparativa es una herramienta que ayuda a entender las características de un grupo. Cuando el estudio se restringe a un conjunto pequeño de taxa muy relacionados, como en este caso, es muy probable que los cambios evolutivos no se perciban, por lo que es recomendable que se incluyan otras plantas de grupos cercanos.

Forma de crecimiento: Los elementos de *Abelia* en México son arbustos ramificados, con tallos postrados en *A. grandifolia* y erectos en el resto de las especies. El tamaño varía de unos 30 cm en especímenes de *A. coriacea* var. *subcoriacea* en el noroeste de Coahuila y noreste de Chihuahua, a un poco más de 2 m de alto en algunos ejemplares de *A. floribunda* en Oaxaca. Las ramas son opuestas, alargadas y flexibles en las plantas de hábitats mésicos, mientras que en las de las regiones más áridas llegan a ser rígidas y espinescentes. Al parecer, la variación entre especies e intraespecífica se debe a diferencias en las condiciones ambientales entre los lugares donde se desarrollan.

Crecen usualmente en laderas pedregosas de poca pendiente, comúnmente en bosques de pino-encino y matorral submontano. La mayoría lo hace en suelos calizos, excepto *A. coriacea* var. *coriacea*, que se desarrolla en los derivados de rocas de origen ígneo.

Tallo: El tallo en sección transversal es circular a ligeramente anguloso, con diámetro en la porción media de la planta que va de 4 a 8 mm. Es común que la epidermis junto con la corteza secundaria se desprenda en tiras alargadas en la madurez. Las ramas generalmente tienen ligeros engrosamientos en los nudos y la distancia internodal va de 3-12 mm en la mayor parte de las especies, y hasta 45 mm de largo en ejemplares de *A. mexicana* y *A. floribunda*; este carácter usualmente está relacionado con la frondosidad de la planta. En contraste, en los representantes de la sección *Zabelia* es característico que se presenten ramas con ranuras longitudinales y nudos muy engrosados.

Vascularización nodal: La vascularización nodal es de tres trazas, con las laterales separándose del cilindro vascular medio abajo de la traza vascular foliar media. La base del pecíolo muestra tres trazas libres, que se unen un poco más adelante en una sola que continúa hasta la nervadura media del limbo, lo cual corresponde con lo reportado por Metcalfe y Chalk (1950) para otros miembros de la familia. La hoja muestra una central media y dos laterales.

Hoja: Las hojas son opuestas y pecioladas. Las estípulas son diminutas, de 0.1-0.2 mm de largo, a frecuentemente ausentes. Las hojas maduras usualmente empiezan a caer en el otoño y son sustituidas en primavera por las nuevas. Los limbos son planos a ligeramente plegados en la nervadura media en todas las especies; solo las plantas de *A. grandifolia* y las de *A. floribunda* var. *foliacea* muestran superficies abolladas con nerviación muy evidente. Los dientecillos del margen usualmente presentan glándulas apicales. Las características de las hojas de las abelias mexicanas se comparan en el Cuadro 2.

Venación: La venación es pinnada, reticulódroma (Hickey, 1973), tanto en hojas enteras como en las que presentan margen serrulado. La vena media es recta a ligeramente sinuosa, ancha, ocupando de 3 a 4% del ancho del limbo (Fig. 1). Las secundarias son divergentes de la vena media en ángulo recto a casi recto en la parte media y apical de la hoja; las inferiores se disponen en ángulo obtuso. Las secundarias son gruesas, curvadas en la parte distal, uniéndose a la vena secundaria suprayacente en ángulo obtuso y formando en la porción cercana al margen una venación intramarginal que se conecta al borde y a las glándulas marginales. Una línea marginal libre de venación de 0.1-0.2 mm de ancho se presenta en el borde de la hoja, la cual es más evidente en *A. coriacea*. Las venas terciarias se originan en ángulo recto o casi recto de

Cuadro 2. Variación morfológica de la hoja en los taxa de *Abelia* sección *Vesalea*.

Caracteres	Especies		
	A. coriacea coriacea	*A. coriacea subcoriacea*	*A. floribunda floribunda*
Forma	elíptica	ovada-circular	oblonga-ovada
Textura	coriácea	subcoriácea	herbácea
Grosor (mm)	0.45-0.55	0.38-0.42	0.25-0.35
Base	redondeada	redondeada	cuneada
Ápice	agudo	obtuso-redondeado	obtuso-redondeado
Margen	entero	entero	serrulado

Caracteres	Especies			
	A. floribunda foliacea	*A. grandifolia*	*A. mexicana*	*A. occidentalis*
Forma	oblonga-elíptica	elíptica-ovada	elíptica-rómbica	elíptica
Textura	herbácea	subcoriácea	herbácea	herbácea
Grosor (mm)	0.25-0.35	0.38-0.42	0.25-0.35	0.25-0.35
Base	cuneada	redondeada	cuneada	cuneada
Ápice	obtuso-redondeado	obtuso-redondeado	agudo	obtuso-redondeado
Margen	serrulado	serrulado	serrulado	entero-serrulado

las secundarias, con un patrón de ramificación transverso dividido. Las cuaternarias son distinguibles, con un curso ortogonal que da origen a la venación quinternaria. Las areólas son imperfectas, usualmente pentagonales y de tamaño medio.

Los lóbulos del cáliz presentan venación semicraspedódroma, con la vena principal evidente y las secundarias conectadas y con una ramificación terminando en el margen. El patrón de venación en las hojas y los lóbulos del cáliz es constante para las especies mexicanas, encontrándose el mismo al hacer la comparación con *A.* × *grandiflora* (Fig. 1).

Anatomía foliar: En sección transversal la epidermis está formada por una sola capa de células con paredes gruesas, cúbicas y grandes en el haz; en el envés son casi esféricas y más pequeñas. La hipodermis está ausente. El mesófilo es bifacial, consistente en un parénquima en empalizada formado por una hilera de células alargadas en *A. floribunda* y *A. mexicana* y dos en *A. coriacea*, *A. grandifolia* y *A. occidentalis* que ocupan aproximadamente de un tercio a la mitad del espacio del mesófilo (Fig. 2). El parénquima esponjoso lo constituyen células más cortas, con arreglo irregular que deja espacios. Los haces vasculares muestran vainas de colén-

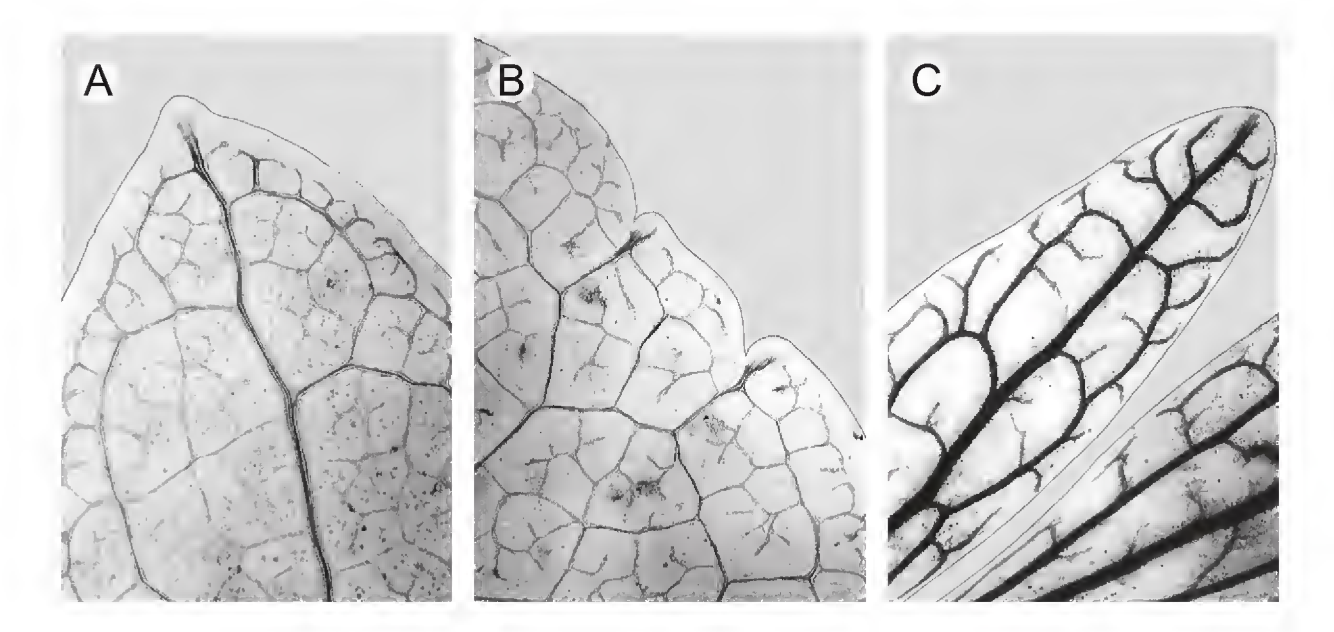


Fig. 1. Venación en la hoja de *Abelia*. A. hoja aclarada con la venación teñida. Nótese el patrón de venación; B. margen con dientes y el ensanchamiento de la vena terminal en la glándula; C. venación en los sépalos de *A. floribunda.*

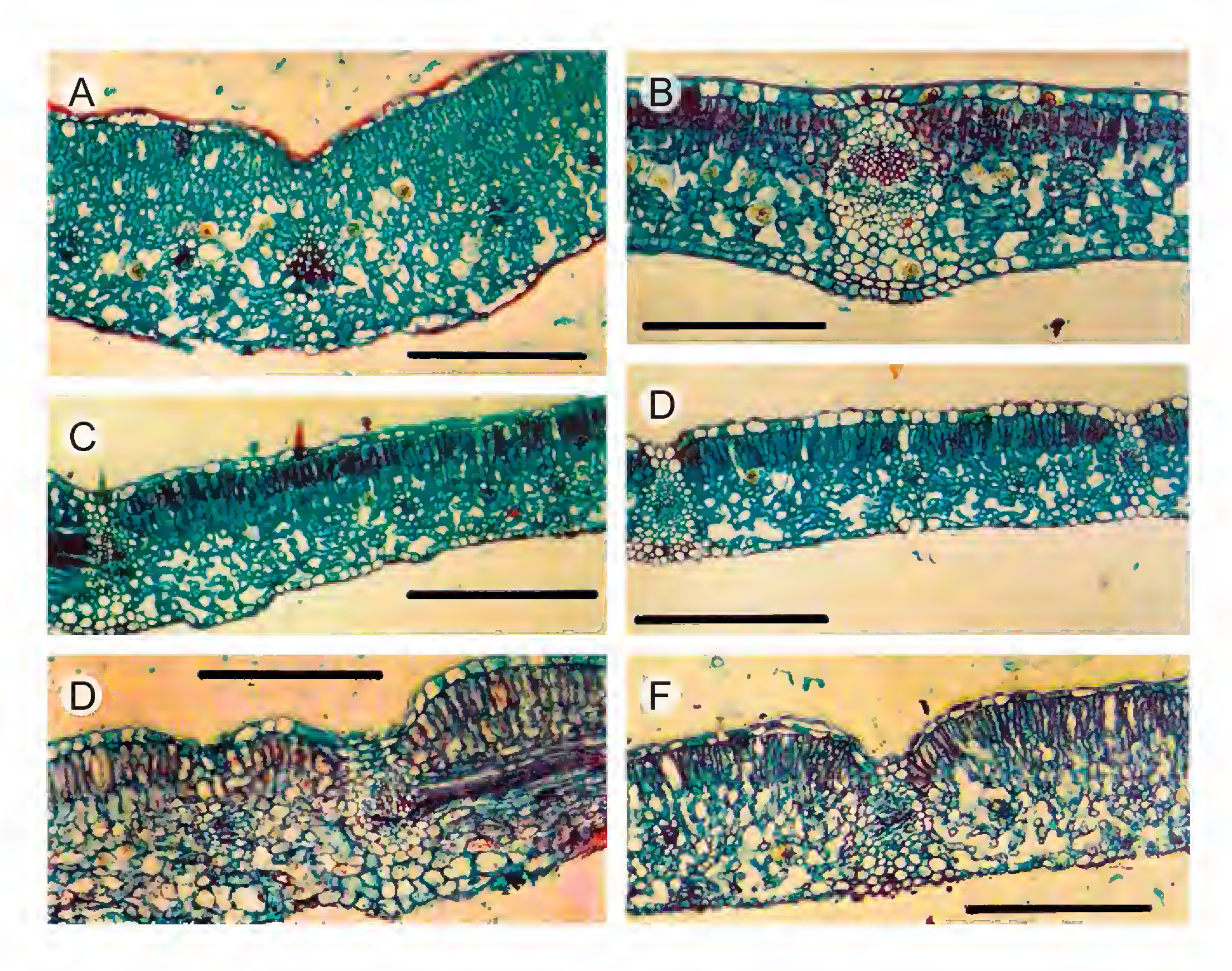


Fig. 2. Anatomía de la hoja de *Abelia*. Corte en sección transversal de la hoja de A. *A. coriacea*, B. *A.* x *grandiflora*, C. *A. mexicana*, D. *A. floribunda*, E. *A. grandifolia* y F. *A. occidentalis.* Se observa el parénquima en empalizada en una hilera en C y D, de dos a tres hileras en A, B y E, además de mesófilo, el haz vascular, la vaina del haz vascular y cistolitos. Barras horizontales de 0.5 mm.

quima de una célula de grosor, que se extienden hacia ambos lados hasta la epidermis en la vena principal y solo hacia el envés en las nervaduras secundarias en *A. floribunda*, *A. occidentalis* y *A. mexicana*. La vaina del haz vascular es de dos a tres células de grosor en *A. coriacea* y *A. grandifolia*, extendiéndose solo hacia el envés. En *A. occidentalis* existen haces de fibras subepidérmicas contiguos al colénquima en las nervaduras principales. También se presentan cristales tipo drusa esparcidos en los espacios del parénquima esponjoso. *Abelia* × *grandiflora* tiene hojas delgadas, de alrededor de 0.25 mm de grosor, dos hileras de células en el parénquima en empalizada, la vaina del haz vascular es de una célula de grosor y carece de extensiones hacia la epidermis, por lo cual muestra mayor similitud con *A. occidentalis*.

La epidermis está compuesta por células poligonales irregulares, las cercanas a las venas son alargadas con forma rectangular. La cutícula es delgada, de 1 a 2 μm de grueso. Sin embargo, es algo más engrosada en la parte media de las células donde forma papilas cortas, siendo más evidente en el haz que en el envés.

Los estomas son del tipo paracítico (Van Cotthem, 1970), con distribución anfiestomática y son más numerosos en el envés. Su orientación es irregular y están ausentes en los haces vasculares. Las células guardianes varían de 15 a 25 μm de largo (Fig. 3).

Vestidura: La vestidura o indumento es evidente en los tallos jóvenes, envés de la hoja, corola y fruto. Ésta cambia en las diferentes especies de *Abelia,* es híspidula en *A. coriacea* y *A. floribunda*, con tricomas entre 0.01-0.04 mm de largo. En *A. mexicana* y *A. grandifolia* es híspida, con tricomas entre 0.045-0.060 mm de largo, y en *A. occidentalis* es estrigosa, con tricomas antrorsos en los tallos y ramillas. La vestidura está formada de dos tipos de tricomas, que de acuerdo con la terminología de Roe (1971) corresponden a: 1) Simples, unicelulares, ligeramente cónicos, con tamaños que varían de 0.01 a 0.06 mm de largo; al microscopio electrónico de barrido (MEB) los tricomas simples muestran una superficie granular (Fig. 3); sobresalen los tricomas de *A. occidentalis*, los cuales son curvados antrorsamente, a diferencia del resto de las especies que son más bien erectos a ligeramente curvados. 2) Glandulares, multicelulares, de unos 0.03 mm largo, con una cabezuela de cuatro células; están presentes en las ramillas y son especialmente abundantes en las hojas y en la cara adaxial de la corola (Figs. 3 y 4).

Inflorescencia: Las flores se presentan en inflorescencias cimosas en las axilas terminales de las ramas, usualmente en pares, en ocasiones solitarias (como es frecuente en *A. floribunda*) o raramente en grupos de tres. Los pedúnculos son de 1.0-2.5 mm de largo, con un par de brácteas en la base. Las flores son erectas en *A. coriacea* y péndulas en las otras especies, pueden ser sésiles o en pedicelos de hasta 2 mm de largo.

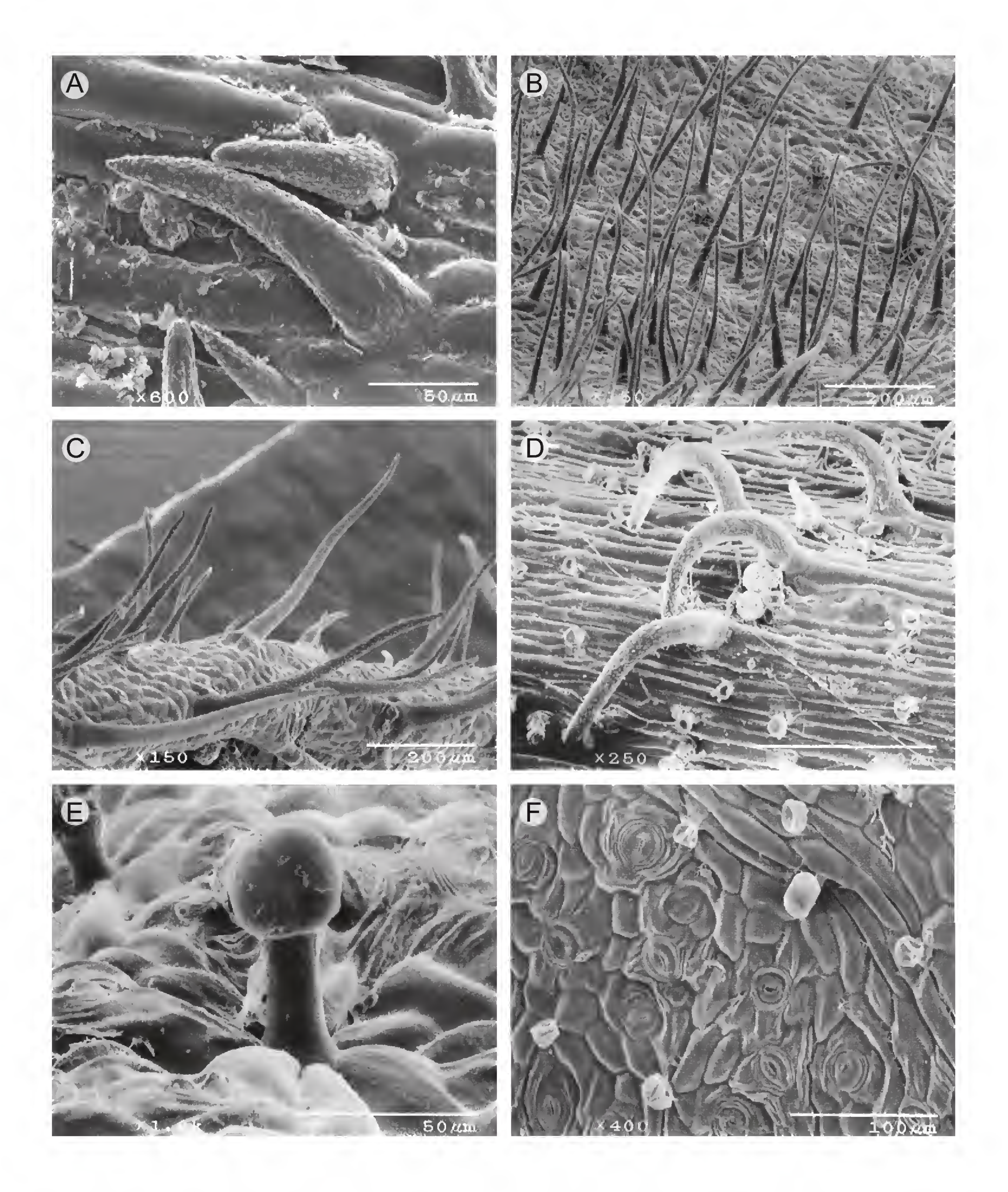


Fig. 3. Tricomas y estomas en *Abelia* vistos al microscopio electrónico de barrido. A. simples en *A. coriacea*; B. simples en *A. mexicana*; C. simples en *A. grandifolia*; D. simples en *A. occidentalis*; E. glandular en hoja de *A. occidentalis* y F. estomas en envés de hoja de *A. occidentalis*.

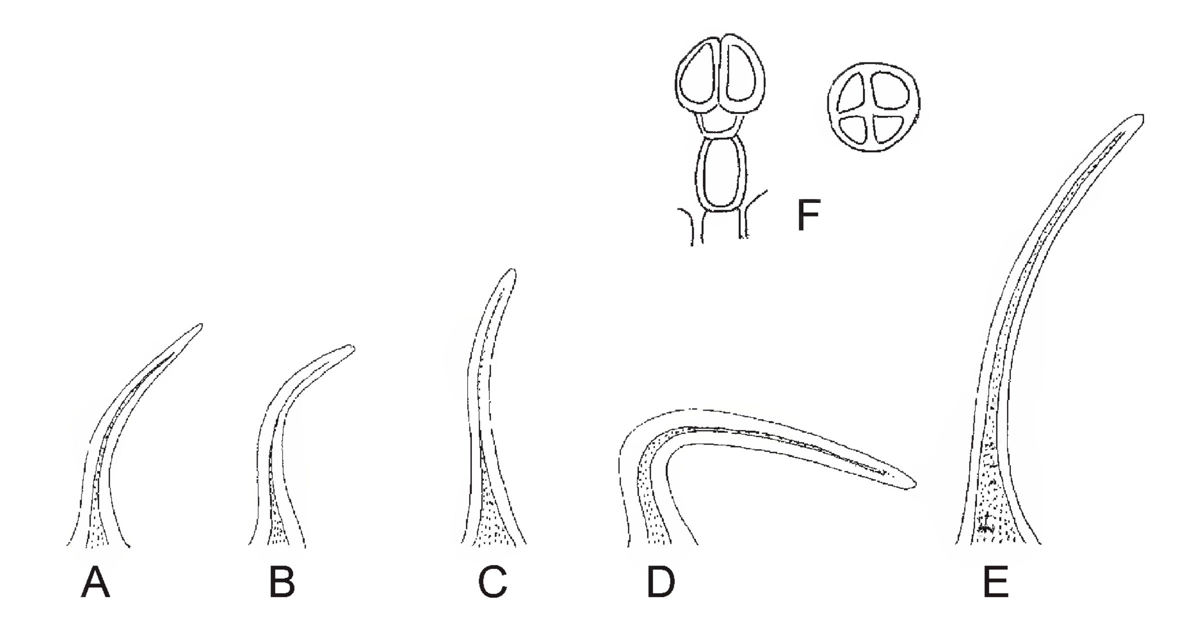


Fig. 4. Tricomas en *Abelia*. Unicelulares simples en A. *A. coriacea*; B. *A.* × *grandiflora*; C. *A. floribunda*; D. *A. occidentalis* y E. *A. mexicana*. Nótese el tamaño en *A. mexicana* y la forma en *A. occidentalis*. F. glandular multicelular en vista lateral y cabezuela de 4 células en vista superior en *A. floribunda*.

Cáliz: El cáliz es de cinco sépalos alargados, soldados en un tubo corto basal que corona el ovario ínfero. La forma de los sépalos es linear-lanceolada en *A. coriacea*, *A. grandifolia*, *A. mexicana* y *A. occidentalis*, mientras que es elíptica en *A. floribunda*, donde usualmente se presentan dos o más sépalos fusionados. Esta condición es frecuente en algunas especies asiáticas, como *A.* × *grandiflora*. En el botón los sépalos son valvados y el indumento es esparcido y semejante al del tallo. La vascularización es semicraspedódroma. El cáliz es ligeramente acrescente y persiste en el fruto.

El calículo está formado por cuatro bractéolas y se localiza en la base de la flor. En todas las especies las bractéolas son lineares a subuladas, de 0.3-2.5 mm de largo, excepto en *A. floribunda* var. *foliosa*, donde son obovadas de 3-7 mm de largo (Fig. 10).

Corola: La corola es gamopétala, tubular en *A. floribunda* e infundibuliforme en el resto de las especies. El tubo de la corola se expande gradualmente en *A. coriacea*, *A. grandifolia* y *A. mexicana*, mientras que en *A. occidentalis* es estrecho en la porción inferior y se expande bruscamente en la parte media. El color de la corola varía de blanco-rosado en *A. coriacea*, lila en *A. mexicana*, rosa en *A. occidentalis* a rojo bermejo en *A. floribunda* (Fig. 5). Los lóbulos son cinco, oblongo-obovados, el inferior es escasamente más grande, dando una forma ligeramente bilateral de la corola. La prefloración es imbricada y el lóbulo inferior es el más externo. Del lado adaxial la vestidura está representada por tricomas simples y glandulares. La parte externa de la corola es

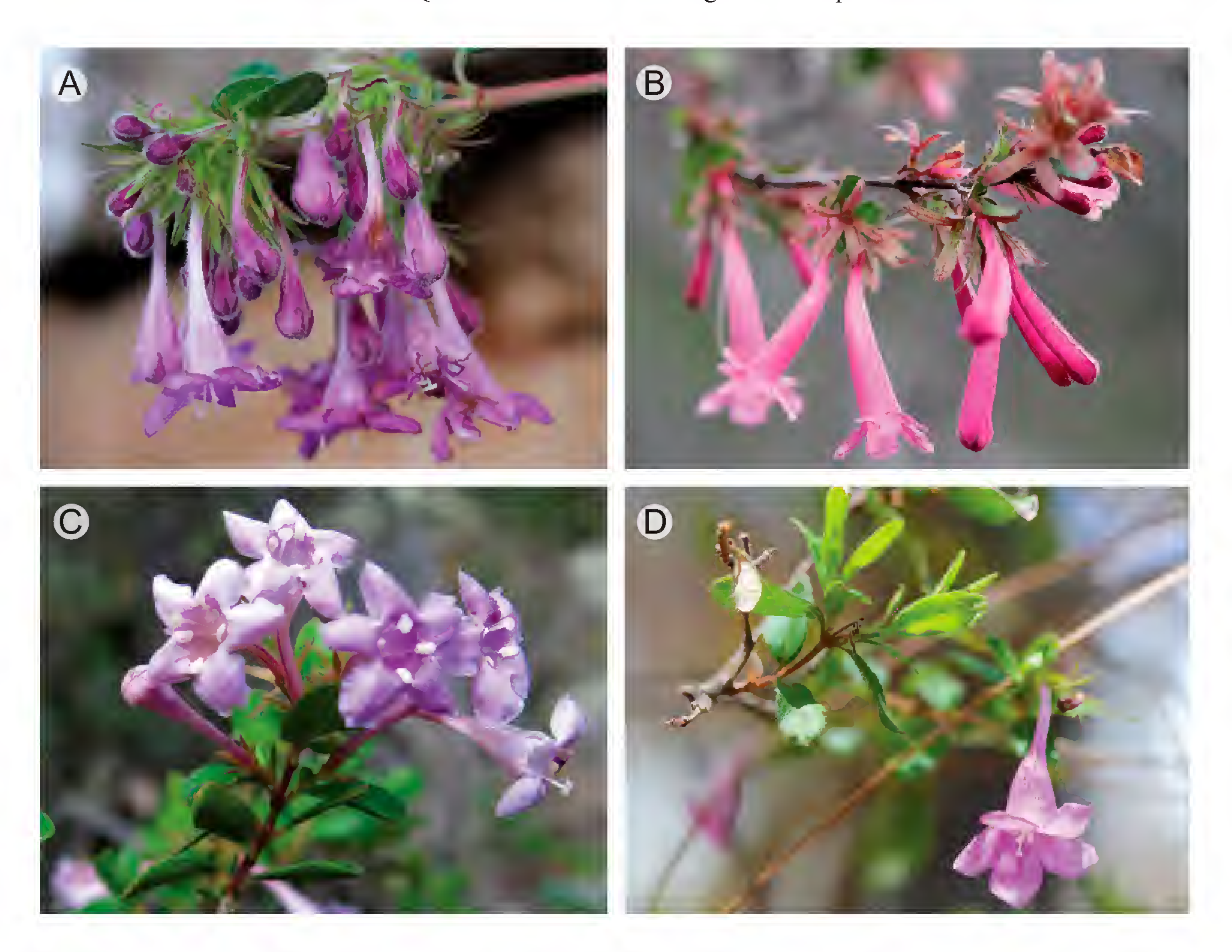


Fig. 5. Flores en *Abelia*. A. *A. grandifolia*; B. *A. floribunda*; C. *A. coriacea* y D. *A. occidentalis*.

pubescente, mientras que la interna es glabra, y solo con algunos tricomas simples en la porción inferior. Las características específicas se detallan en el Cuadro 3.

Androceo: El número de estambres es de cuatro, con un arreglo didínamo en todas las especies. Los inferiores son un poco más largos que los superiores y están dispuestos sobre la porción ventral de la corola. Los filamentos están soldados con el tercio inferior del tubo de la corola; son aplanados, blancos (algunas veces se vuelven negruzcos durante el secado), glabros en la parte superior y pilosos en la porción inferior. Las anteras son de dos tecas, glabras, amarillas, dorsifijas, con dehiscencia longitudinal introrsa, las paredes están formadas por dos a tres hileras de células de grueso, la más interna constituyendo el tapetum glandular.

Polen: Se analizaron los granos de polen de todas las especies mexicanas de *Abelia*. El polen es tectado, tricolpado o tetracolpado, circular en vista polar, de 50 a 80 μm de diámetro y circular en vista ecuatorial, de 50 a 78 μm de diámetro. Los colpos son de 22 a 44 μm de largo. La exina es tectada, de 3.8 a 5.8 μm de grueso (sin

Cuadro 3. Características de la corola en las especies de *Abelia* sección *Vesalea*.

Caracteres	Especies				
	A. coriacea	*A. floribunda*	*A. grandifolia*	*A. mexicana*	*A. occidentalis*
Color	blanco-rosado	rojo bermejo	rosa-lila	lila	rosa-lila
Tamaño (mm)	10-24	22-40	20-28	21-29	21-29
Ancho base del tubo (mm)	1.8-2.3	6.0-7.5	1.8-2.3	1.8-2.3	1.8-2.3
Ancho ápice del tubo (mm)	4-5	7-8	10-12	8-10	8-10

considerar las espinas), con una superficie equinada (supraequinada) y con espinas pequeñas de 0.5 a 3 µm de largo, distribuidas regularmente sobre la superficie.

Las observaciones de la microestructura al MEB muestran que la superficie de los granos de polen tiene espinas y un tectum perforado irregularmente (Fig. 6). *Abelia coriacea* presenta una superficie con espinas cortas, de 0.5 a 0.8 µm de largo y perforaciones de 3-8/4 μm^2. *Abelia floribunda* tiene las espinas de mayores dimensiones, de 1.8 a 2.8 µm de largo, escasas, con pocas perforaciones, de 0-3/4 μm^2. *Abelia grandifolia* muestra espinas de 1.3 a 2.4 µm de largo, escasas, con perforaciones en número de 0-4/4 μm^2. *Abelia mexicana* tiene espinas de 1.5 a 2.5 µm de largo, escasas, y perforaciones de 10-20/4 μm^2. En *A. occidentalis* las espinas son de 0.8 a 2.2 µm de largo y las perforaciones de 12-20/4 μm^2. El corte de la exina en el polen de *A. coriacea* (solo se vio esta especie) muestra una estructura tectada, con una capa de nexina externa diferenciada de una sexina más interna; esta última presenta un sistema desarrollado de columelas que forman el tectum (Fig. 6K).

Gineceo: El ovario es ínfero, de tres carpelos y tres cavidades, de las que una comprende la mitad del ovario, es semicircular en sección transversal y alberga al óvulo fértil en la mayoría de las especies. Las otras dos ocupan el espacio restante, contienen 4-6 óvulos usualmente rudimentarios; en ocasiones se desarrolla uno de ellos como se muestra en la Fig. 7B. La placentación es axilar. El ovario se prolonga en un rostro estéril, el cual es casi tan largo como el ovario en *A. occidentalis*; de la mitad a un tercio del tamaño del fruto en *A. floribunda*, *A. grandifolia* y *A. mexicana* y menos de un tercio en *A. coriacea* (Fig. 10). El gineceo se continúa después del cáliz en un estilo alargado que termina en un estigma ligeramente trilobulado, subcapitado. Durante la antesis el estilo se alarga y el estigma queda exerto.

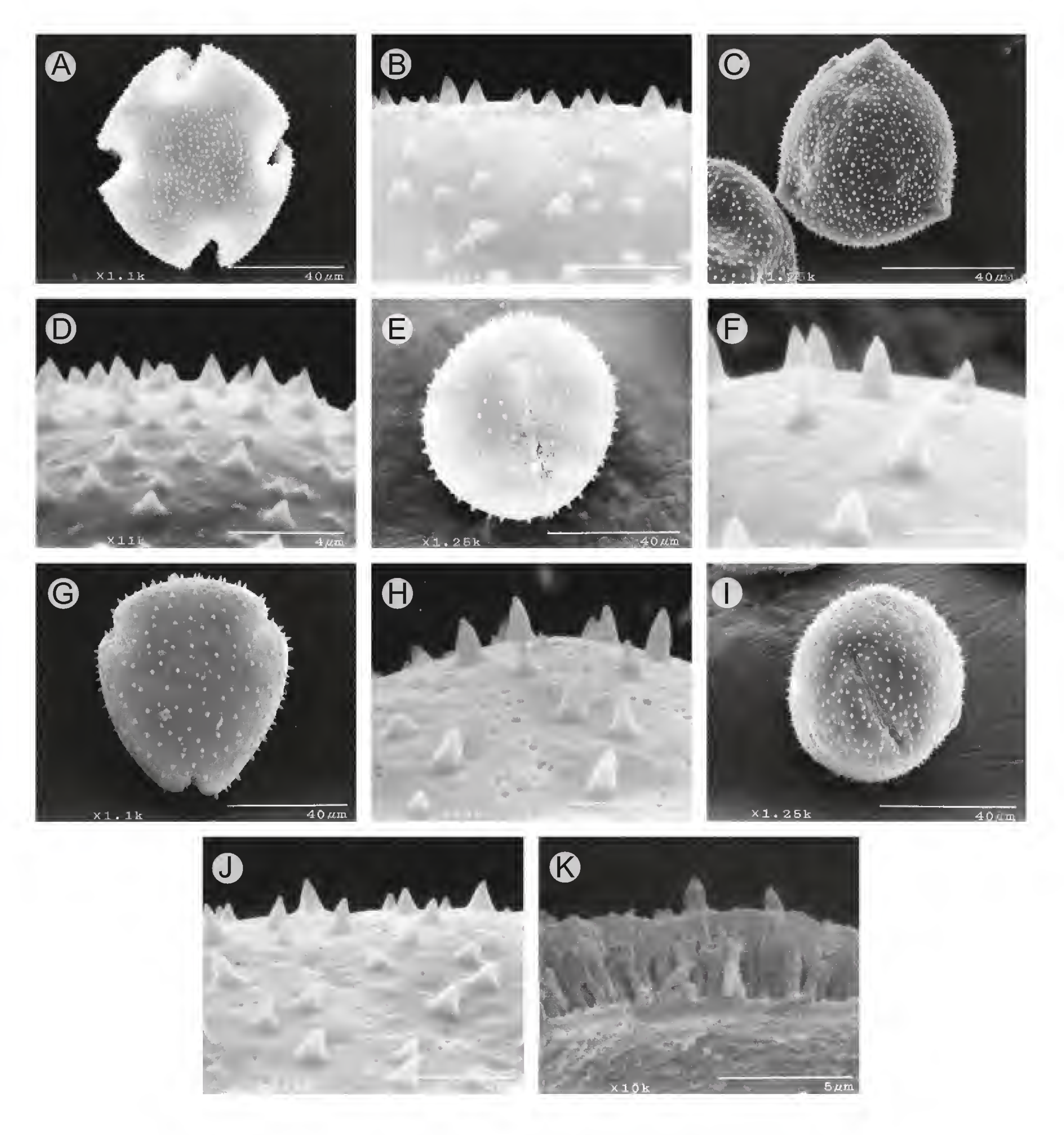


Fig. 6. Polen de *Abelia* visto al microscopio electrónico de barrido. A y B. vista polar y superficie en *A. coriacea*; C y D. en *A. grandifolia*; E y F. en *A. floribunda*; G y H. vista polar y superficie en *A. mexicana*; I y J. en *A. occidentalis* y K. corte de la exina en grano de polen de *A. coriacea*.

La vascularización de la flor se muestra en las figuras 13-17. Los haces en el ovario se distribuyen irregularmente, seis en la mitad estéril y tres un poco más engrosados en la fértil. En la porción inferior del rostro se diferencian unos 15 haces

periféricos que vascularizan el cáliz y nueve más centrales que son los de la corola y androceo (Fig. 7C). La distribución y número de haces vasculares en la flor es constante en todas las especies mexicanas.

Glándula nectarífera: Existe una glándula nectarífera floral localizada en el lado ventral en el interior del tubo de la corola. Tiene apariencia de almohadilla en las especies asiáticas y está constituida por un engrosamiento multicelular en el epitelio interno. En la base de la corola se forma una pequeña giba que alberga esta glándula (Figs. 8E-F y 9E-F). La giba presenta de cuatro a cinco haces vasculares contiguos a la glándula. Las especies americanas no tienen corola con una giba en la base y la glándula es en forma de una banda estrecha, la cual ocupa la porción inferior del tubo y está formada por dos a tres hileras de células modificadas del epitelio. Solo un haz vascular se localiza en la corola del lado de la glándula (Fig. 8D). *Abelia floribunda* presenta tres bandas glandulares que se extienden cerca de una cuarta parte de la corola, en contraste, *A. coriacea*, *A. grandifolia*, *A. mexicana* y *A. occidentalis* exhiben una sola que se extiende aproximadamente un tercio de la longitud del tubo de la corola (Fig. 8).

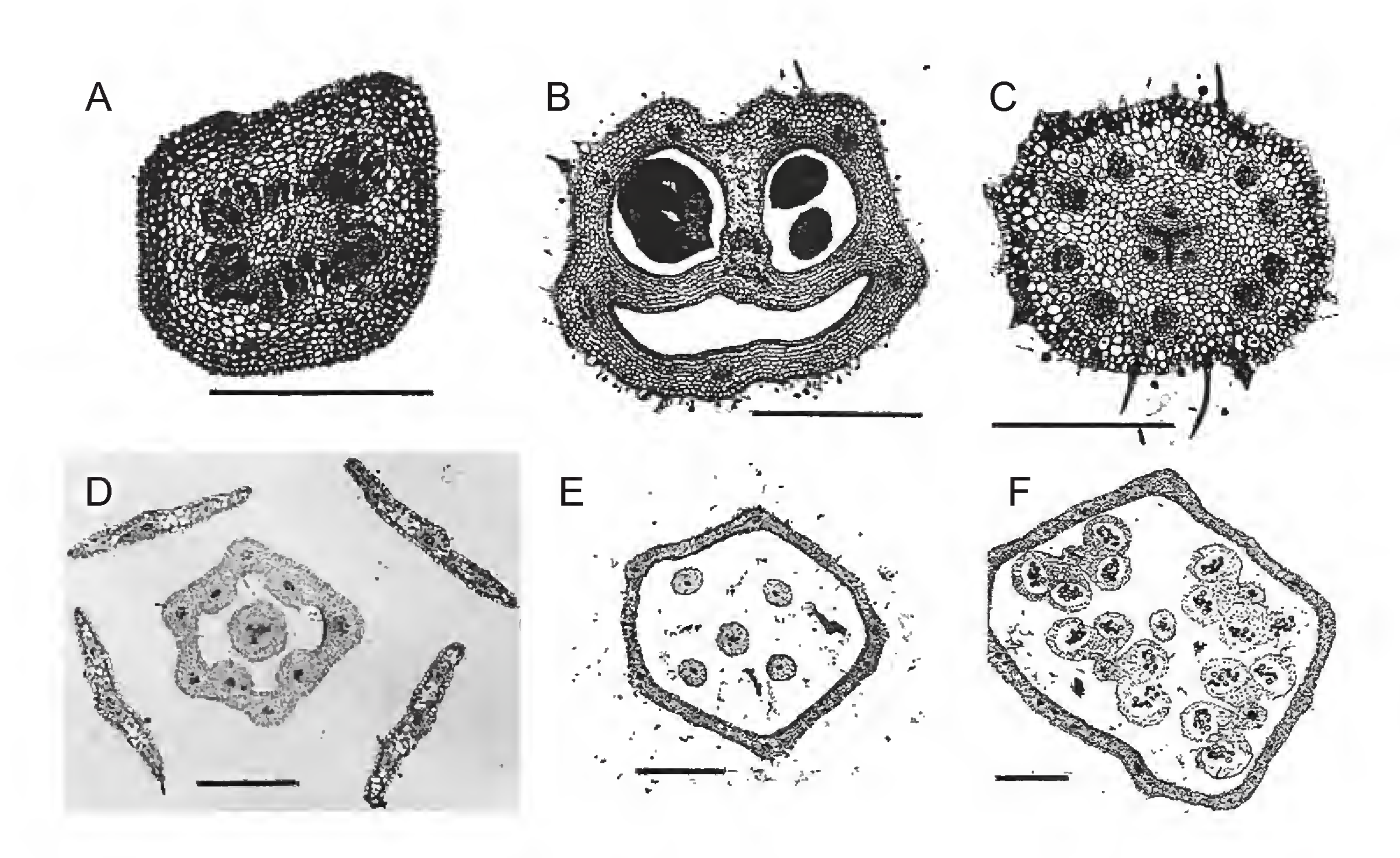


Fig. 7. Anatomía de la flor en *Abelia floribunda*. Cortes transversales de botón, A. base del ovario; B. ovario; C. rostro; D. base de la corola; E. corola, filamentos y estilo; F. corola y anteras. Barras de referencia de 0.5 mm.

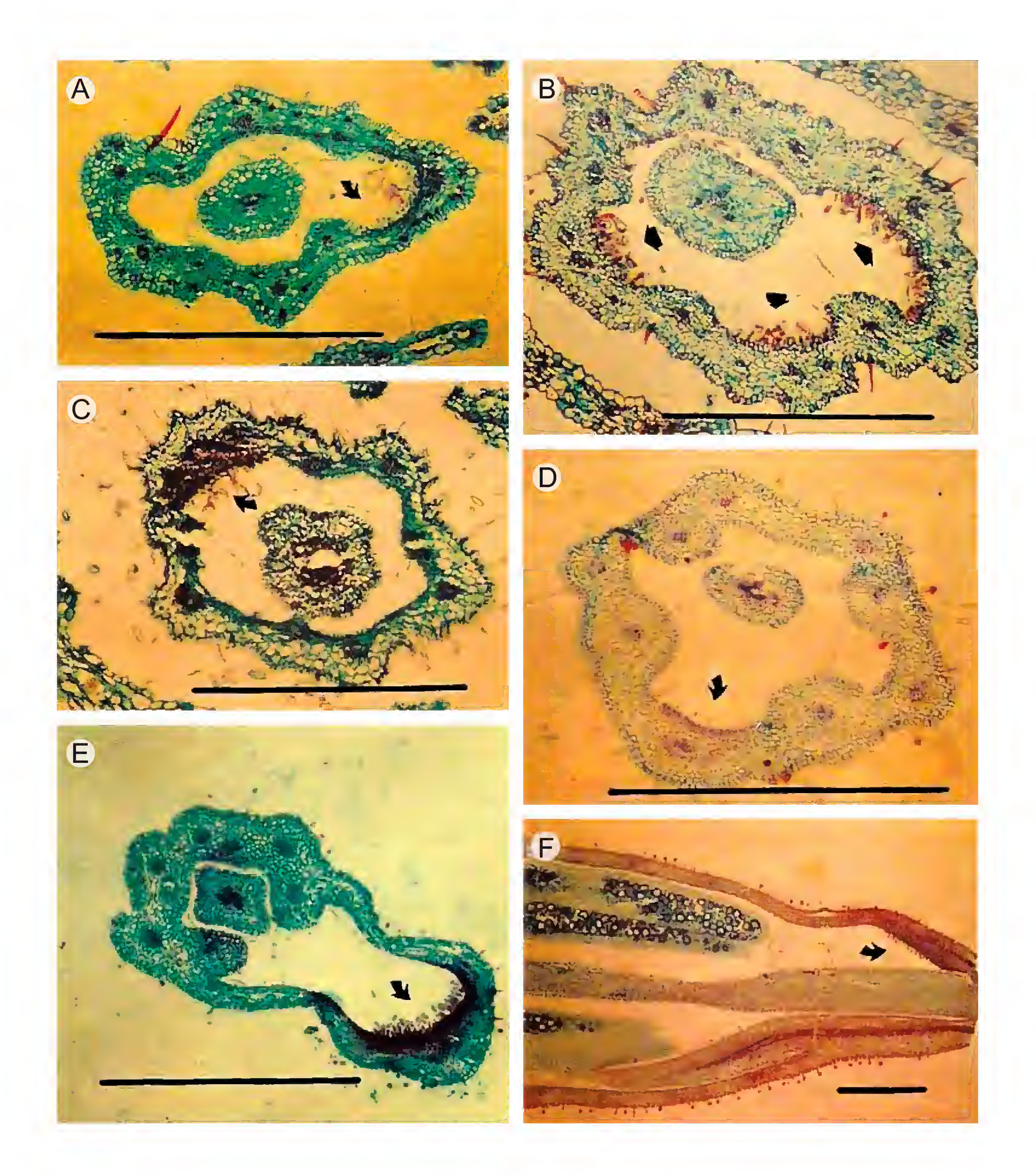


Fig. 8. Glándulas nectaríferas en *Abelia* vistas al microscopio óptico. Corte transversal de la base del tubo de la corola en botón. A. *A. coriacea* con una sola área glandular; B. *A floribunda* con tres; C. *A. mexicana* con una sola; D. *A. occidentalis* con una sola; E y F. corte transversal y longitudinal de botón en *A.* × *grandiflora*, donde se muestra la giba y glándula nectarífera. Barras horizontales de 1 mm.

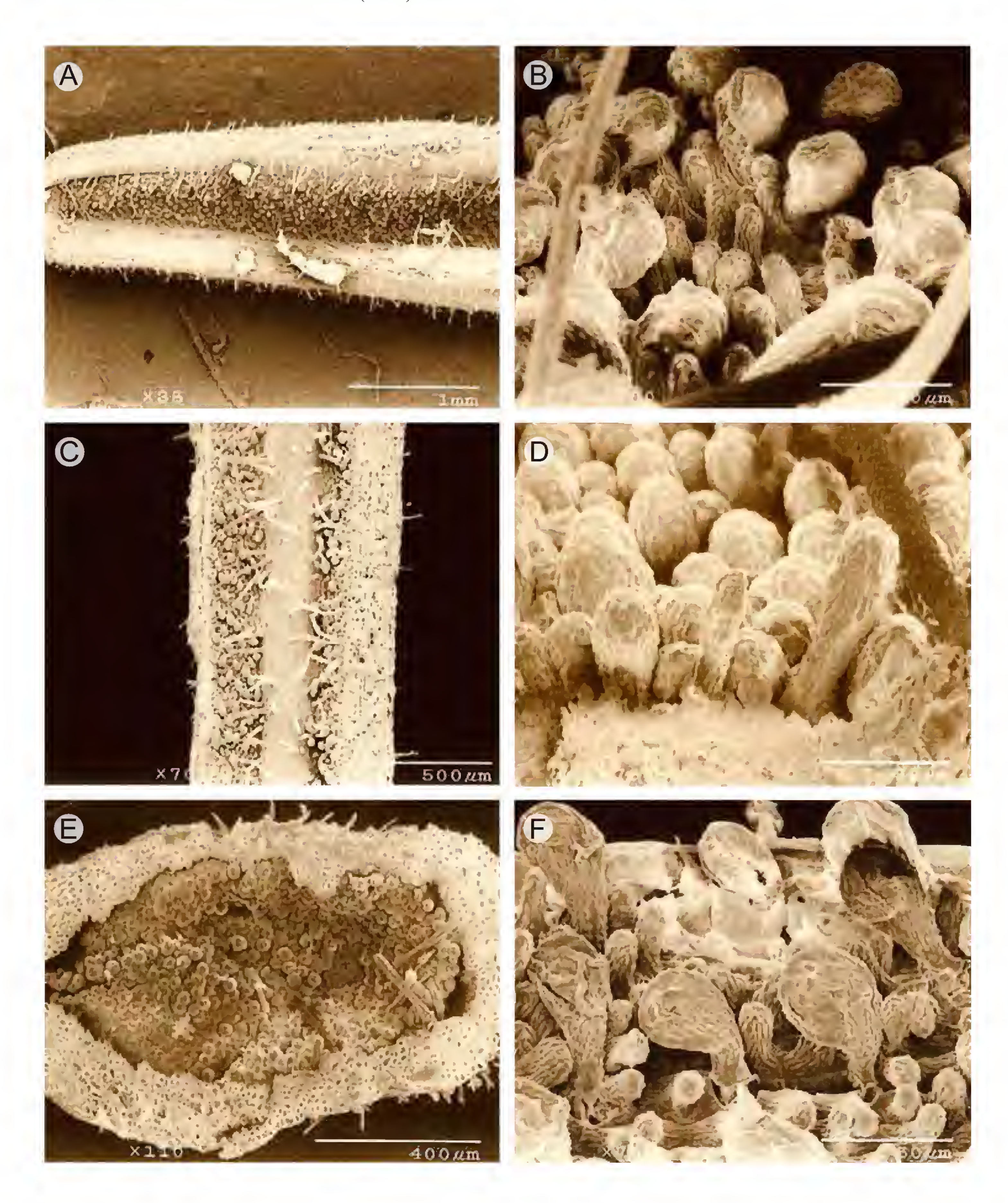


Fig. 9 . Glándulas nectaríferas en *Abelia* vistas al microscopio electrónico de barrido. Corte longitudinal en la base del tubo de la corola. A. glándula en una sola banda en *A. occidentalis*; B. vista de los tricomas glandulares de la glándula mostrada en A; C. dos glándulas en banda de las tres presentes en *A. floribunda*; D. vista de los tricomas glandulares mostrados en C; E. glándula en almohadilla en la giba en *A.* × *grandiflora* ; F. vista de los tricomas glandulares mostrados en E.

La porción distal de la glándula muestra hileras de células con núcleos muy evidentes y citoplasma denso. Las de la hilera más externa se agrandan, tornándose claviformes, se rompen y liberan su contenido; posteriormente se desprenden y son sustituidas por las de la capa próxima inferior.

Se presentan nectarios extraflorales en los dientecillos del borde de las hojas; tienen forma cortamente cilíndrica, usualmente son oscuros y están formados por tejido secretor o epitema que forma una pequeña cavidad donde se acumula la secreción y un poro que comunica al exterior. Existe conexión del tejido con un pequeño haz vascular, en el que abunda el xilema.

Fruto: El ovario da origen a una cápsula indehiscente que está coronada por los lóbulos persistentes del cáliz. En las especies americanas está formado por un ensanchamiento basal ovado, mientras que en los representantes asiáticos el ovario es alargado y casi cilíndrico. La mitad del ovario está formada por dos lóculos estériles que contienen de 4 a 6 óvulos rudimentarios, aunque ocasionalmente desarrollan de 1 a 2 óvulos fértiles. La otra mitad la ocupa el lóculo fértil que desarrolla un solo óvulo. Externamente el ovario es asimétrico, con una cara plana del lado donde hay una cavidad y otra convexa del lado de las dos cavidades; también presenta costillas que corresponden a la nerviación. El fruto se continúa por encima de los lóculos en un cuello estrecho y estéril denominado rostro, el cual remata en el cáliz (Fig. 10). Es de suponer que por las dimensiones de los lóbulos del cáliz éstos ayudan en la dispersión anemófila del fruto. El fruto y el cáliz presentan vestiduras que van de hispídula con tricomas glandulares en *A. coriacea* y *A. floribunda* a hirsuta sin tricomas glandulares en *A. grandifolia*, *A. mexicana* y *A. occidentalis*.

El tamaño del fruto varía de 3 a 6 mm de largo en las especies estudiadas, los más grandes se presentan en *A. occidentalis* y los más pequeños en *A. coriacea*. Su rostro mide de 0.2 a 3.3 mm de largo. La proporción del tamaño del fruto con respecto al rostro es mayor en *A. coriacea* y menor en *A. occidentalis*.

La semilla de las especies mexicanas es obovada a ampliamente obovada (2:1-6:5) y comprimida, a diferencia de las asiáticas en las cuales la forma es lanceolada y más bien cilíndrica. El tamaño varía de 1.4 a 2.5 mm de largo y 1.2 a 2.0 mm de ancho. La superficie vista al MEB es finamente coliculada (Fig. 11). Las celdas en la superficie son de 30-50 µm en *A. floribunda* y *A. occidentalis*, y de 20-35 µm en *A. grandifolia* y *A. mexicana*. Los cotiledones contienen abundante endospermo, el eje embrionario es pequeño, recto y situado en la porción superior.

Cromosomas: El número cromosómico básico para la familia Caprifoliaceae parece ser nueve, ya que es el encontrado para la mayoría de los géneros (Chatterjee, 1968; Sax y Kribs, 1930), en otros casos se observa variación de $2n = 32, 36$.

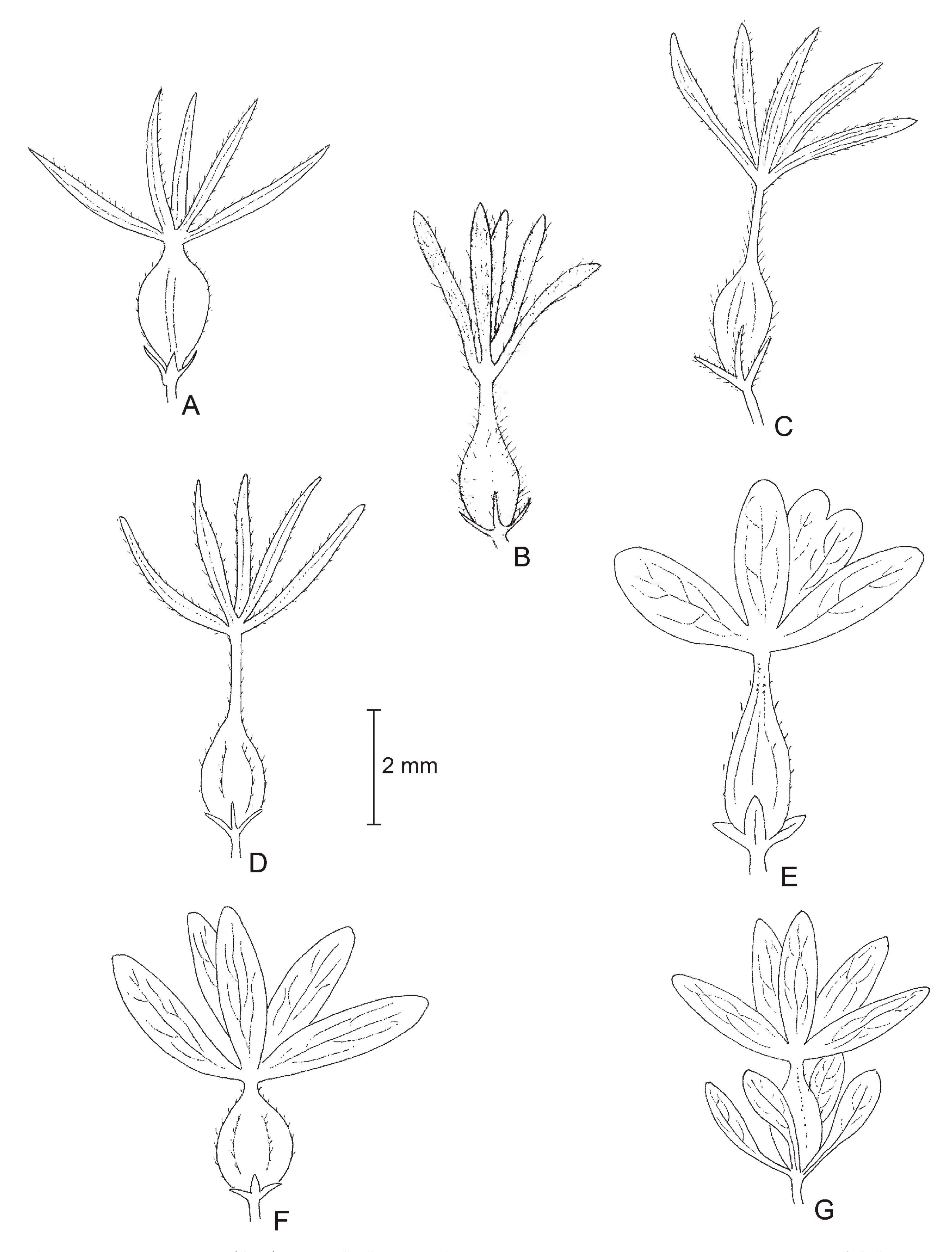


Fig. 10. Fruto con calículo en *Abelia*. A. *A. coriacea*; B. *A. mexicana*; C. *A. grandifolia*; D. *A. occidentalis*; E. *A.* × *grandiflora*; F. *A. floribunda* var. *floribunda* y G. *A. floribunda* var. *foliacea*. Nótese la forma y tamaño de las bracteolas del calículo en las diferentes especies.

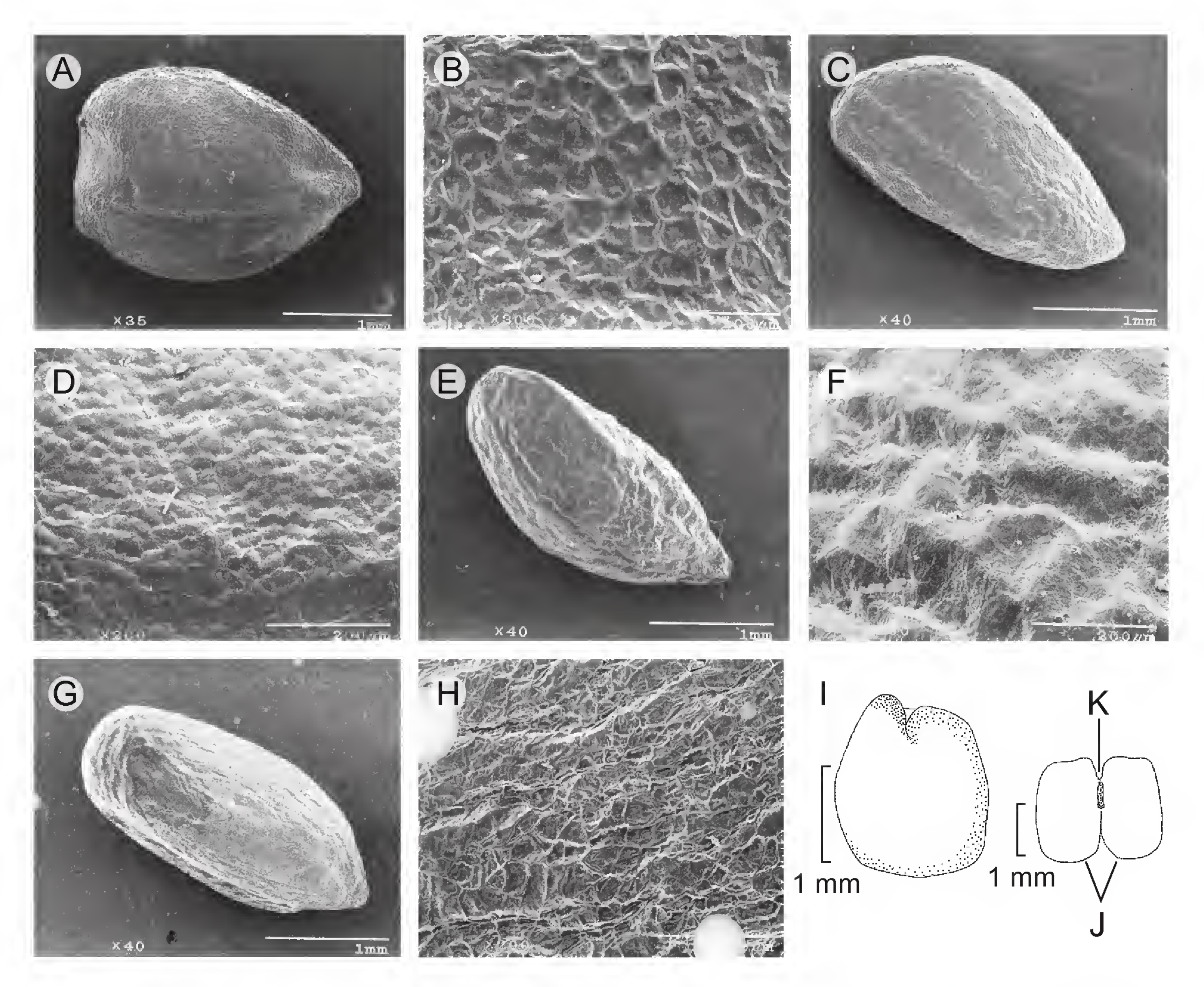


Fig. 11. Semilla en *Abelia*. Semillas vistas al microscopio electrónico de barrido. A y B. semilla y su superficie en *A. floribunda*; C y D. en *A. grandifolia*; E y F. en *A. mexicana*; G y H. semilla y su superficie en *A. occidentalis*. Dibujo de semilla en *A. floribunda*. I. vista lateral, J. cotiledones, K. embrión.

Sax y Kribs (1930) mencionan que algunas de las especies de *Abelia* y *Kolkwitzia* que no concuerdan con el número cromosómico básico, por poseer 16 cromosomas gaméticos, pueden ser interpretados como tetraploides que han perdido dos pares de cromosomas.

En las células de polen en desarrollo de *A. occidentalis* se observaron 16 cromosomas en la telofase I, mientras que las células en división en los extremos de raicillas mostraron en todos los casos $2n = 32$ (Fig. 12). Los cromosomas son muy pequeños y cortos, como los reportados por Sax y Kribs (1930) en *A. schumannii*. Puesto que el número cromosómico básico de la familia Caprifoliaceae es $x = (8)9$, las especies de *Abelia* con $2n = 32$ pueden ser consideradas como tetraploides.

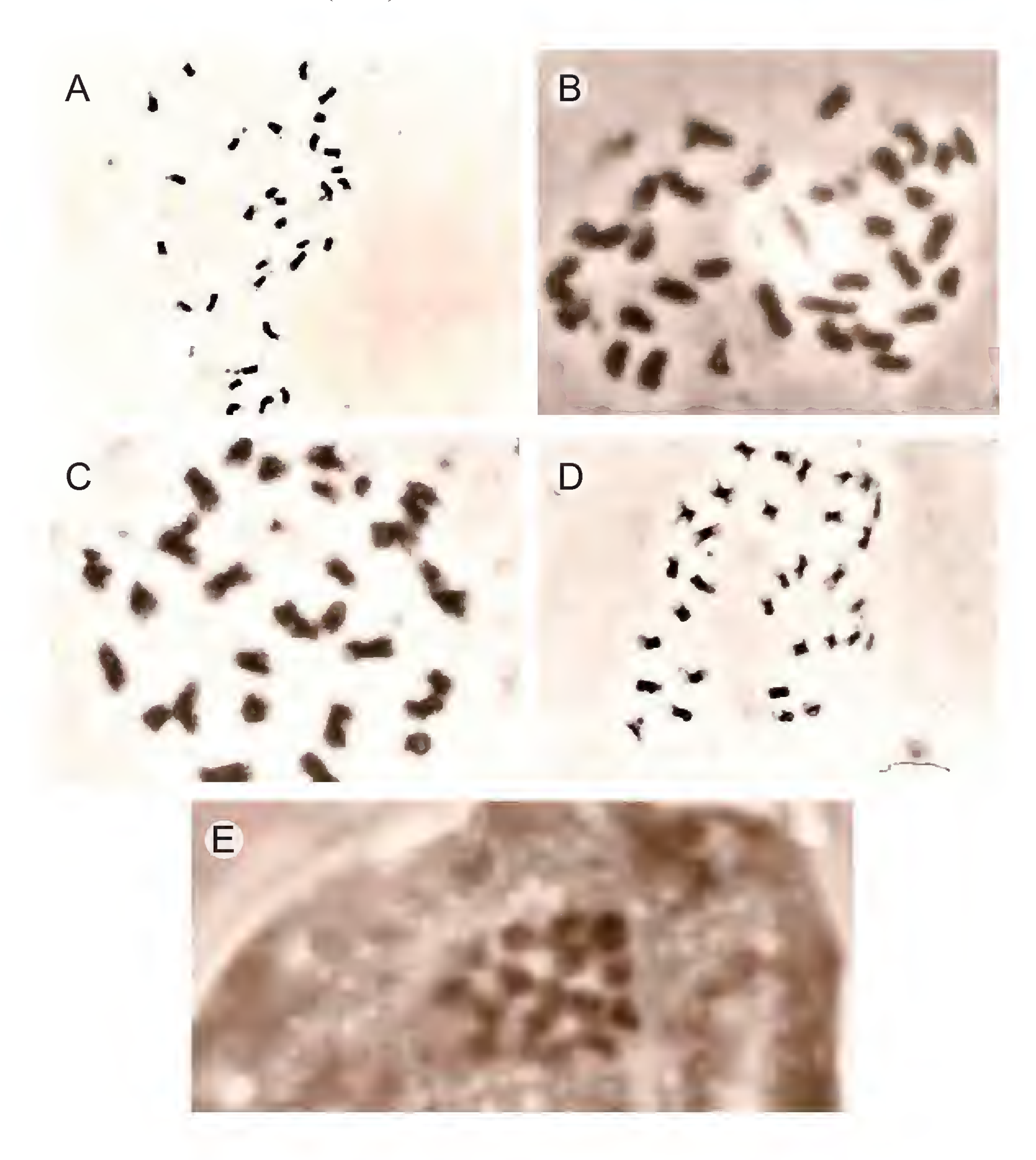


Fig. 12 . Células radicales donde se muestran los cromosomas en *A. floribunda* 2*n* = 32 (*J. A. Villarreal 8602*); B. *A. grandifolia* 2*n* = 32 (*E. Carranza 5388*); C. *A. mexicana* 2*n* = 32 (*J. A. Villarreal 8601*); D y E. *A. occidentalis*, 2*n* = 32, n = 16 (*J. Á. Villarreal 8180*).

DISCUSIÓN

El género *Abelia* ha sido tratado taxonómicamente con base en los caracteres florales y de manera secundaria, en los vegetativos (Bailey, 1977; Hara, 1983 y Landrein et al., 2012). Es sobresaliente la forma, color y tamaño de la corola, la disposición de las flores y la vestidura, así como la forma y tamaño de la hoja. Las especies con amplia distribución muestran variación morfológica en sus poblaciones. Así, aquellas que habitan lugares áridos frecuentemente tienen hojas y flores más pequeñas, mientras que las que provienen de habitats mésicos son más grandes.

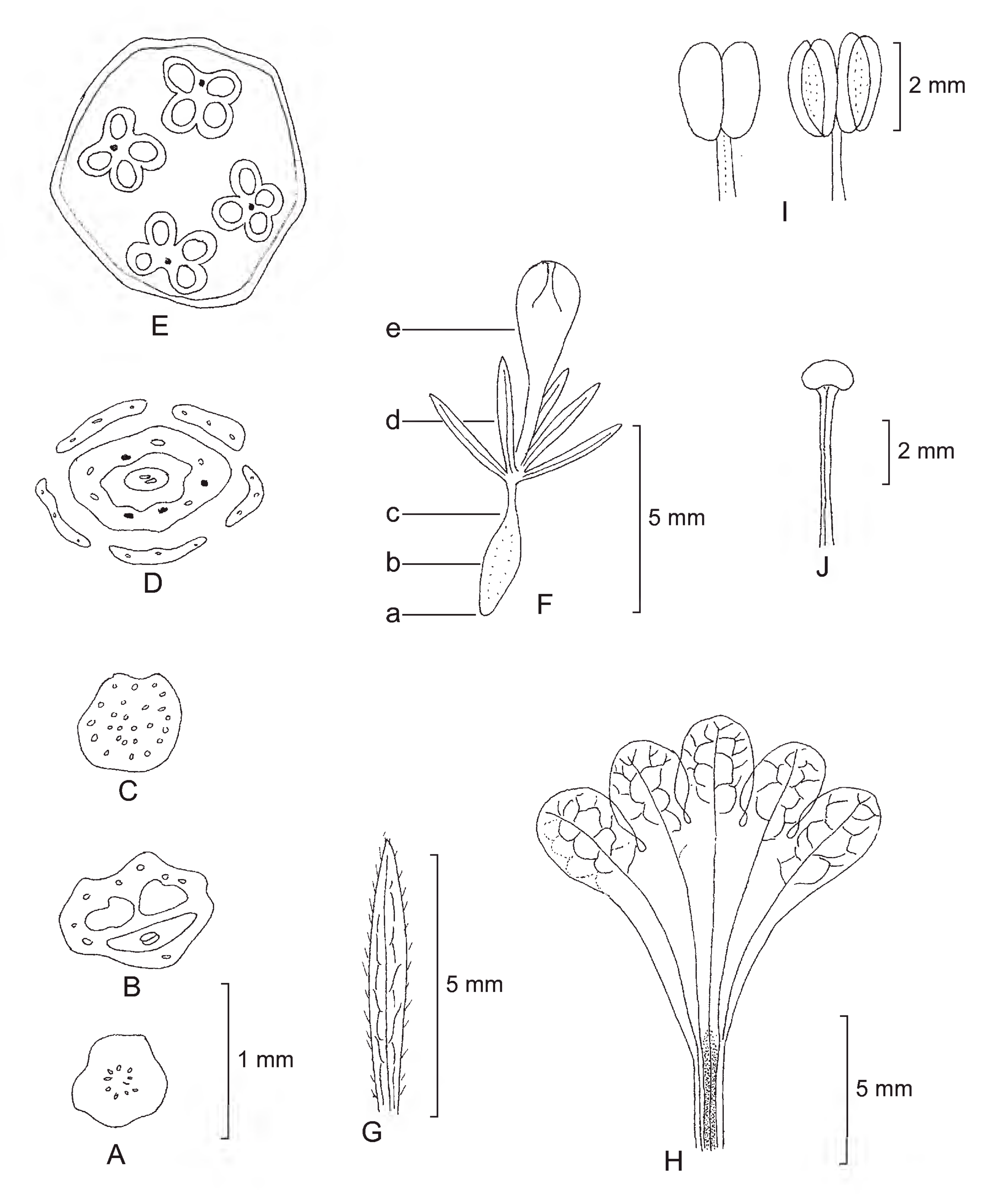


Fig. 13. Vascularización de flores de *Abelia coriacea*. A-E: diagramas de cómo es vista en una serie de cortes al nivel indicado en la figura F; las trazas de los estambres están señalados en círculos negros en D-E; diagramas que muestran la vascularización en material aclarado de lóbulos del cáliz en G, y la corola en H, la parte sombreada en el tubo de la corola corresponde al nectario. I. estambres en su cara adaxial (izquierdo) y abaxial (derecho). J. estilo y estigma.

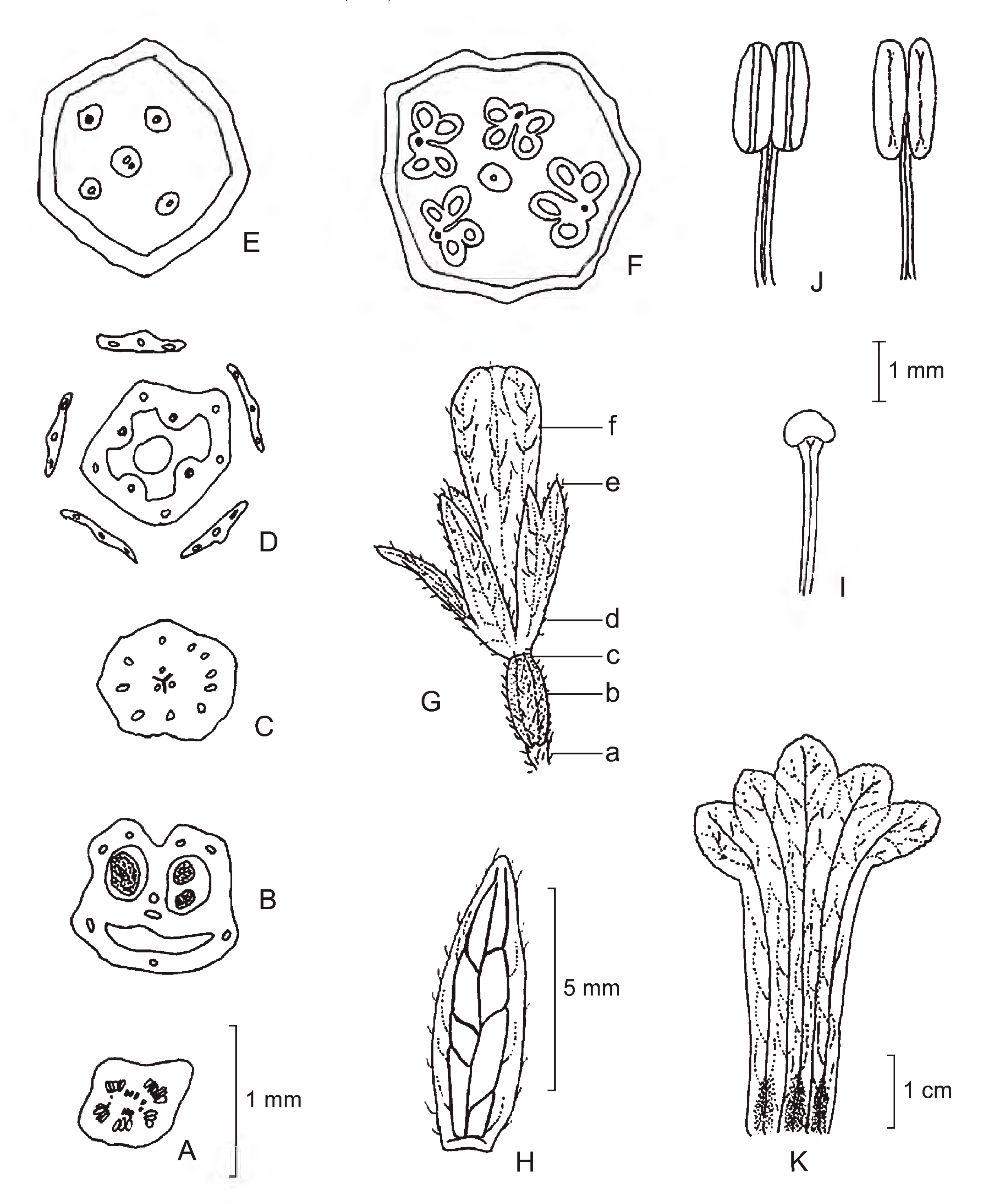


Fig. 14. Vascularización de flores de *Abelia floribunda*. A-F: diagramas de cómo es vista en una serie de cortes al nivel indicado en la figura G; las trazas de los estambres están señalados en círculos negros en D-F; diagramas que muestran el sistema vascular en material aclarado de lóbulos del cáliz en H, y la corola en K, la parte sombreada en el tubo de la corola corresponde al nectario. I. estilo y estigma. J. estambres en su cara adaxial (izquierdo) y abaxial (derecho).

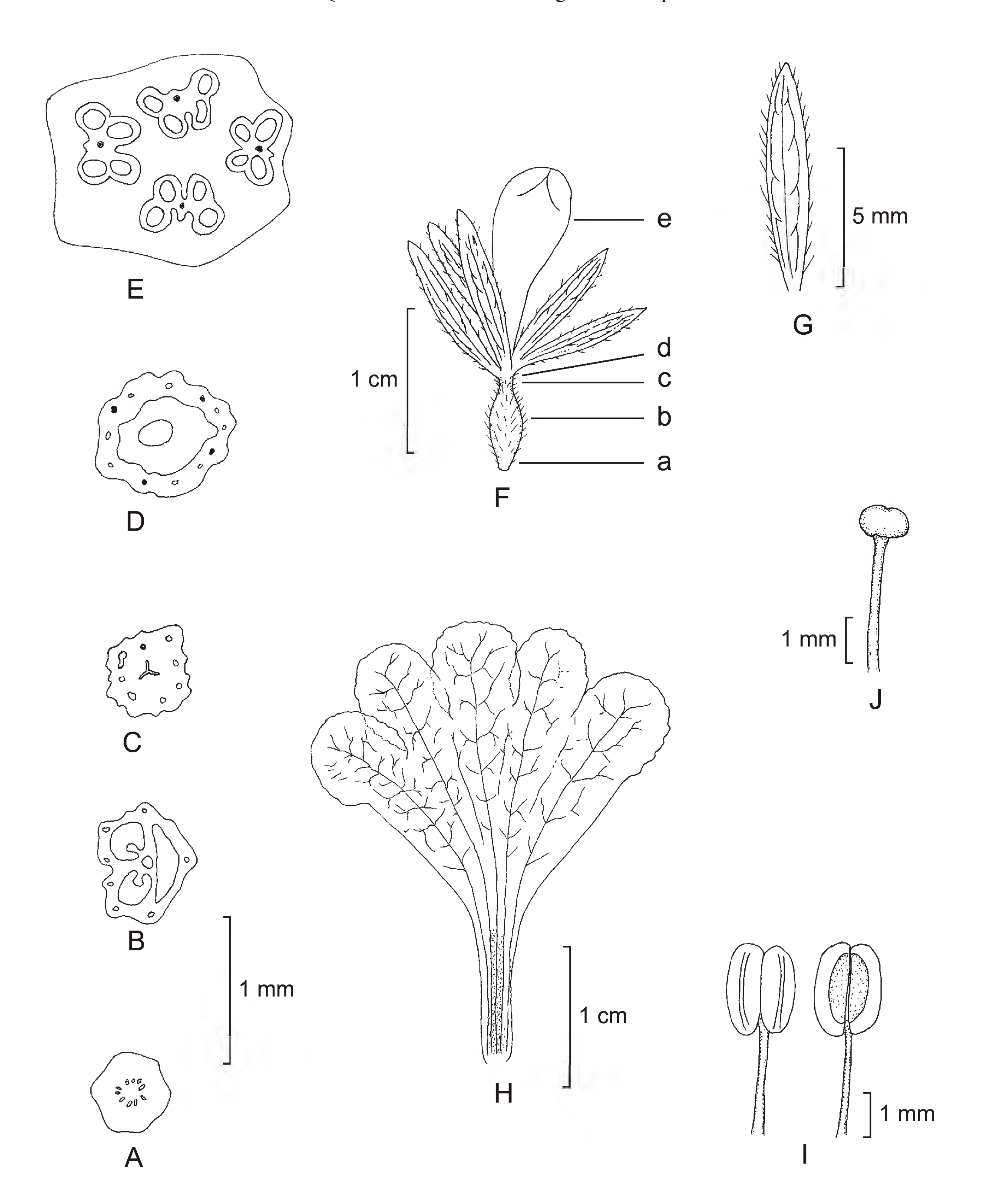


Fig. 15. Vascularización de flores de *Abelia grandifolia*. A-E: diagramas de cómo es vista en una serie de cortes al nivel indicado en la figura F; las trazas de los estambres están señalados en círculos negros en D-E; diagramas que muestran el sistema vascular en material aclarado de lóbulos del cáliz en G, y la corola en H, la parte sombreada en el tubo de la corola corresponde al nectario. I. estambres en su cara adaxial (izquierdo) y abaxial (derecho). J. estilo y estigma.

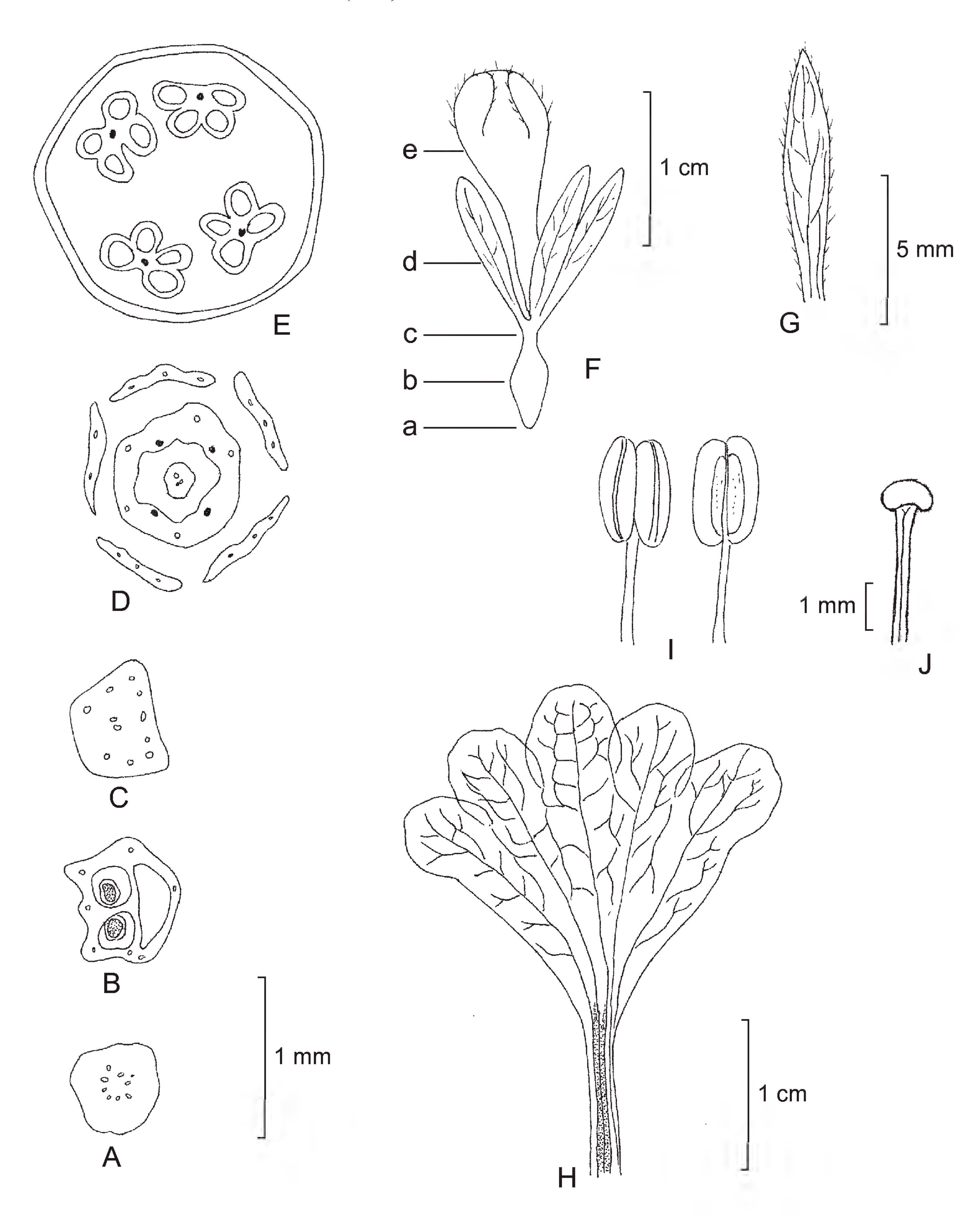


Fig. 16. Vascularización de flores de *Abelia mexicana*. A-E: diagramas de cómo es vista en una serie de cortes a nivel indicado en la figura F; las trazas de los estambres están señalados en círculos negros en D-E; diagramas que muestran el sistema vascular en material aclarado de lóbulos del cáliz en G, y la corola en H, la parte sombreada en el tubo de la corola corresponde al nectario. I. estambres en su cara adaxial (izquierdo) y abaxial (derecho). J. estilo y estigma.

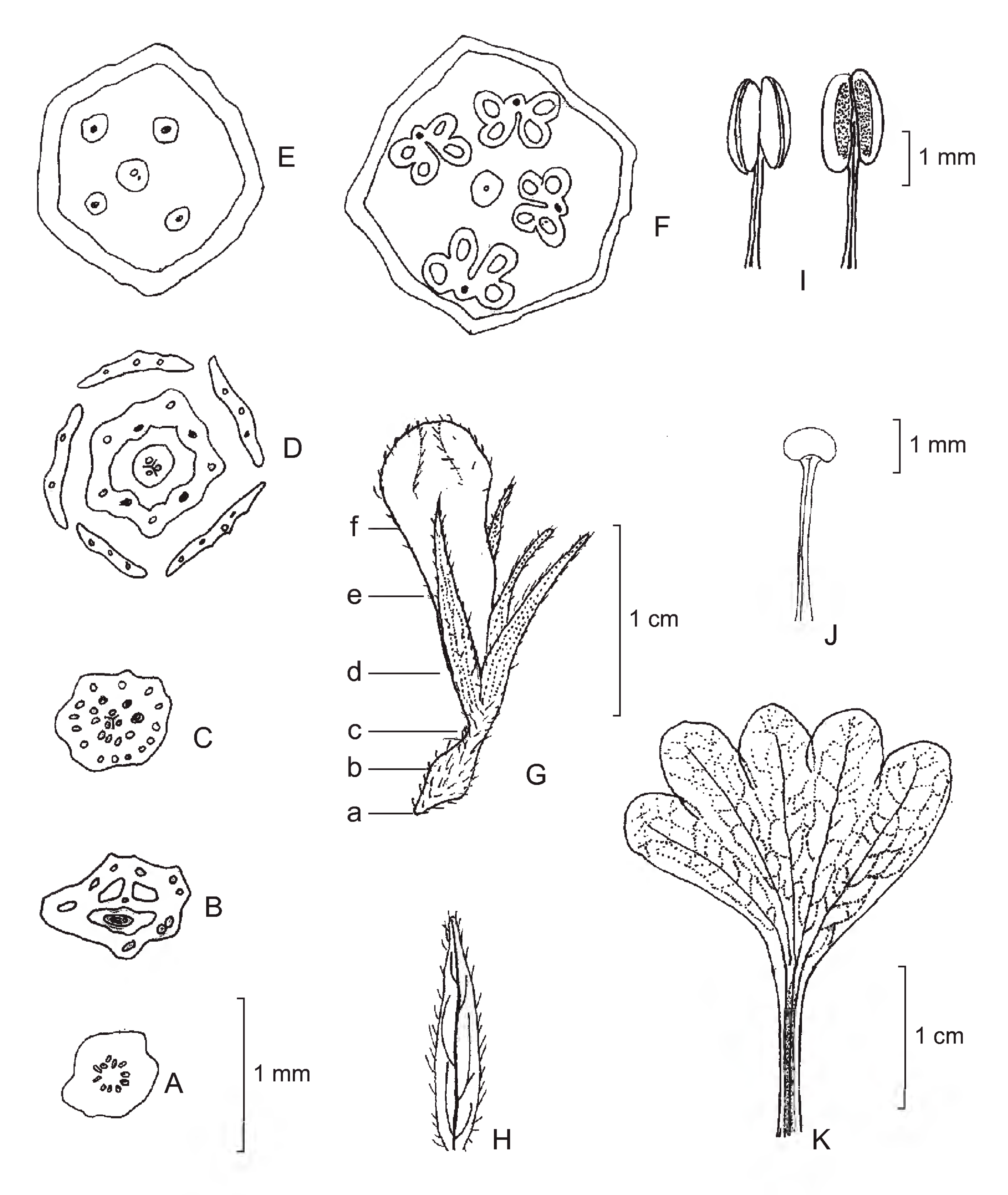


Fig. 17. Vascularización de flores de *Abelia occidentalis*. A-F: diagramas de cómo es visto en una serie de cortes al nivel indicado en la figura G; las trazas de los estambres están señalados en círculos negros en D-F; diagramas que muestran el sistema vascular en material aclarado de lóbulos del cáliz en H, y la corola en K, la parte sombreada en el tubo de la corola corresponde al nectario. I. estambres en su cara adaxial (izquierdo) y abaxial (derecho). J. estilo y estigma.

Caracteres como el tamaño, forma y textura de la hoja ayudan a la diferenciación de los taxa a nivel de especie y de variedad. Las especies americanas se caracterizan por tener en su mayoría hojas con base y ápice redondeado a obtuso, raramente agudos. Estos últimos son más frecuentes en las especies asiáticas (Hara, 1983). En el presente trabajo, la anatomía foliar reveló que algunos caracteres, como el grosor de la hoja y el número de hileras de células en empalizada, pueden ser empleados para la diferenciación de las especies estudiadas. Se ha encontrado que el desarrollo del tejido en empalizada en la hoja está relacionado con la exposición directa a la luz (Esau, 1977).

Esau (1977) indica que las hojas de las plantas mesofíticas son delgadas, con el parénquima en empalizada localizado en la parte superior de la hoja y el esponjoso en la parte inferior (bifacial) en igual proporción. En contraste, en las plantas xerofíticas las hojas son pequeñas y compactas, con mesófilo grueso y con más tejido de empalizada que esponjoso. La revisión de la anatomía de la hoja de *Abelia* reveló que ambos tipos de mesófilo se presentan en las especies americanas, con relación directa al ambiente en que se encuentran. *Abelia coriacea* y *A. grandifolia* de regiones más áridas tienen hojas con parénquima más desarrollado; por otro lado, *A. floribunda, A. mexicana* y *A. occidentalis* de condiciones de mayor humedad, lo presentan menos engrosado. Algunos caracteres tales como la venación de la hoja y los sépalos, así como el tipo de estomas se mantienen constantes en todas las especies.

El arreglo floral de las especies estudiadas es de cimas con (1-)2(-3) flores, al parecer derivadas de un tirso. Landrein y Prenner (2013), estudiando la morfología y la ontogenia de la inflorescencia en caprifoliáceas, concluyen que un tirso compuesto es el patrón básico en el grupo, ubicando a *Vesalea* en un conjunto intermedio dentro de las tendencias evolutivas de la inflorescencia. *Abelia floribunda* usualmente presenta 1(-2) flores por cima. Es la única especie mexicana estudiada por los autores, quienes interpretan la pérdida de flores como una condición propia de ésta y otras abelias asiáticas. El análisis de más elementos morfológicos de la sección *Vesalea* ayudará a entender mejor su filogenia.

El estudio del polen en Caprifoliaceae ha revelado considerable variación morfológica tanto a nivel de microscopio óptico (Arreguín, 1980) como electrónico (Donoghue, 1985). Los patrones de variación en general están relacionados con la taxonomía del grupo y la segregación en tribus. Donoghue (1985) encuentra que el polen en *Viburnum* presenta pequeñas variaciones que pueden ser consideradas de utilidad taxonómica. Remarca que los cambios en la morfología polínica deben ser lo suficientemente contrastantes para eliminar la variación debida a las condiciones

ambientales, las que aparecen durante el desarrollo de la planta y las determinadas por el método de preparación. Para *Abelia*, el tamaño promedio del polen, el grosor de la exina, los colpos y las espinas para las especies revisadas no muestran diferencias contrastantes entre los taxa americanos. El número de perforaciones del tectum solo se tomó de las muestras fotografiadas, por lo que se requiere de más observaciones que corroboren la información dada anteriormente. Sin embargo, las pequeñas variaciones en el tamaño de las espinas y la cantidad de perforaciones, indican muy escasa distinción entre especies. Un estudio más detallado ayudaría a aclarar las divergencias. Arreguín (1980) describe el polen de *A. floribunda* como tetraporado, con una exina delgada y espinas pequeñas, lo cual difiere de lo encontrado en el presente trabajo. En todos los miembros de Caprifoliaceae éste es normalmente de tres aperturas, con granos que ocasionalmente muestran cuatro (Bassett y Crompton, 1970). La condición de granos tri y tetra-colpados se observó en las especies estudiadas y concuerda con lo reportado por Donoghue (1985) para *A. spathulata*. En general se encontró un alto grado de similitud con lo descrito para las especies asiáticas (sección *Abelia*), de acuerdo con lo estudiado por Erdtman (1943) y Donoghue (1985) y lo observado en este trabajo en *A.* × *grandiflora*, *A. sanguinea* y *A. serrata*. Sin embargo, es importante remarcar que las características de la morfología del polen en las especies asiáticas fueron tomadas en cuenta por Rehder (1977) para proponer la separación de la sección *Zabelia*. Su polen se caracteriza por ser tricolpado, liso, zonorado y con una banda ecuatorial continua (Erdtman, 1943; Fukuoka, 1968; Hara, 1983). En resumen, la palinología ha servido para delimitar grupos en *Abelia*.

El estudio de la filogenia basado en las características del polen coloca a *Abelia* en la tribu Linnaeeae, la cual muestra relaciones con Valerianaceae y Dipsacaceae (Jacobs et al., 2010), que actualmente son reconocidas como subfamilias Valerianoideae y Dipsacoideae en Capifroliaceae s. l. (Stevens, 2001 onwards). Los granos con un tipo de exina con tectum sostenido por columelas y espinas supratectadas parece corresponder a una condición ancestral presente en *Abelia* y de la cual posiblemente derivó el polen semitectado e intectado como el de *Viburnum* (Donoghue, 1985).

El tipo de glándula nectarífera y su localización diferencia al conjunto asiático, ubicado por Fukuoka (1968) en la sección *Abelia*. Las propias de las especies americanas son en forma de banda, condición que también es reportada para *Lonicera japonica* por Fahn (1978). Este tipo es considerado por Wagenitz y Laing (1984) como una condición avanzada. El número de bandas glandulares varía de tres en *A. floribunda* a una en *A. coriacea*, *A. grandifolia*, *A. mexicana* y *A. occidentalis*.

Los nectarios dispuestos en cintas constituyen una característica diferencial de las abelias americanas (sección *Vesalea*).

La anatomía floral de las especies americanas no difiere de lo descrito por Wilkinson (1948) para el género. El ovario en *Abelia*, como en otros géneros de Linnaeeae, muestra una reducción en el número de carpelos y la fusión de haces vasculares (Wilkinson, 1949). En este trabajo observamos esta unión de elementos vasculares que bordean el lóculo fértil. Aunque se ha aseverado que en el ovario un lóculo es fértil y los otros dos estériles (Wilkinson, 1948), encontramos que ocasionalmente en *A. floribunda* y *A. mexicana* los frutos desarrollan semillas en una de las otras dos cavidades. Si bien la fructificación es abundante, muchos de los frutos no desarrollan semilla. Ésta es ancha en los taxa americanos y estrecha en los asiáticos (Hara, 1983). Tal carácter, aunado a la forma más bien cilíndrica del ovario y fruto, sumado a la presencia de una glándula en una prominencia de la base de la corola, diferencian a los elementos del Viejo Mundo de los del Nuevo.

La familia Caprifoliaceae, de acuerdo con Takhtajan (1980), es más bien un grupo heterogéneo, lo cual es congruente con los resultados de recientes estudios morfológicos (Landrein et al., 2012) y filogenéticos (APG III, 2009). Se observan diferencias en el polen (Donoghue, 1985), nectarios (Wagenitz y Laing, 1984) y estructura cromosómica (Sax y Kribs, 1930), lo cual refuerza la idea de que existen líneas evolutivas diferentes en la misma (Takhtajan, 1980; Dahlgren, 1980; Landrein y Prenner, 2013). Este punto de vista también es consistente con los resultados encontrados por Hsu (1983) en un análisis fenético utilizando datos morfológicos para la familia, con el análisis de productos químicos secundarios (Bohm y Glennie, 1971), con evidencias inmunológicas (Hillebrand y Fairbrothers, 1970) y con estudios del gen *rbc*L del cloroplasto para *Viburnum* (Donoghue et al., 1992; Downie y Palmer, 1992).

Abelia (s. l.) tampoco se muestra como un conjunto homogéneo y monofilético (Landrein, 2010). La separación de *Abelia* en las secciones *Abelia* y *Vesalea*, con base en evidencias morfológicas fue propuesta en las clasificaciones de Fukuoka (1968) y Hara (1983). A pesar de que en estudios de filogenia basados en morfología (Villarreal-Quintanilla et al., 2013), en biología molecular (Jacobs et al., 2010) y de morfología de la inflorescencia (Landrein et al., 2012), el conjunto *Vesalea* se interpreta como monofilético, éste se presenta siempre fuertemente relacionado con un grupo de la sección *Abelia*. Es por eso que consideramos que la segregación del género *Vesalea*, apoyándose en el tipo de glándula nectarífera y forma del ovario, nos parece una propuesta débil que debe reforzarse con más evidencias.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a la T. L. Q. Angélica Martínez su apoyo en el trabajo de anatomía, a la Dra. Sara Fuentes por la toma de fotografías en el microscopio electrónico, al Dr. Armando Rodríguez por su apoyo en la toma de fotografías y conteos cromosómicos. Al personal de los Laboratorios de Semillas y Citogenética de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por las facilidades para realizar la germinación de semillas y conteos cromosómicos. A J. Arturo de Nova por permitir el uso de la foto de la flor de *Abelia coriacea* y a Sven Landrein las de *A. floribunda*, *A. grandifolia* y *A. occidentalis* en la figura 5.

LITERATURA CITADA

APG III. 2009. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for orders and families of flowering plants: APG III. Bot. J. Linn. Soc. 161(2): 105-121.

Arreguín, M. L. 1980. Morfología de los granos de polen de la familia Caprifoliaceae en México. Memorias del III Coloquio sobre Paleobotánica y Palinología. Colección Científica, No. 86. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D.F., México. pp. 29-51.

Backlund, A. y N. Pyck. 1998. Diervillaceae and Linnaeaceae, two new families of caprifolioids. Taxon 47(3): 657-661.

Bailey, L. H. 1977. Manual of cultivated plants. McMillan Publ. Co. Inc. New York, USA. 1116 pp.

Bassett, I. J. y C. W. Crompton. 1970. Pollen morphology of the family Caprifoliaceae in Canada. Pollen et Spores 12: 365-380.

Bohm, B. A. y C. W. Glennie. 1971. A chemosystematic study of the Caprifoliaceae. Canad. J. Bot. 49: 1799-1807.

Chatterjee, T. 1968. Study of the structure and behavior of chromosomes of different taxa of Caprifoliaceae. J. Cytol. Genet. 3: 60-65.

Dahlgren, R. 1980. A revised system of classification of the angiosperms. Bot. J. Sci. 80: 91-124.

Donoghue, M. J. 1985. Pollen diversity and exine evolution in *Viburnum* and the Caprifoliacae sensu lato. J. Arnold Arbor. 66: 421-469.

Donoghue, M. J., R. G. Olmstead, J. F. Smith y J. D. Palmer. 1992. Phylogenetic relationships of Dipsacales based on *rbc*L sequences. Ann. Missouri Bot. Gard. 79: 333-345.

Downie, S. R. y J. D. Palmer. 1992. Restriction mapping of the chloroplast DNA invert repeat: A molecular phylogeny of the Asteridae. Ann. Missouri Bot. Gard. 79: 266-283.

Erdtman, G. 1943. An introduction to pollen analysis. Chronical Botanica Company. Waltham, USA. 1322 pp.

Esau, K. 1977. Anatomy of seed plants. 2a ed. John Wiley & Sons. New York, USA. 550 pp.

Fahn, A. 1978. Anatomía vegetal. H. Blume Ediciones. Madrid, España. pp. 524-531.

Fukuoka, N. 1968. Phylogeny of the tribe Linnaeeae. Acta Phytotax. Geobot. 23(3): 82-94.

Good, R. 1974. The geography of the flowering plants. 4a. ed. Longman, Inc. London, UK. 574 pp.

Hara, H. 1983. A revision of Caprifoliaceae of Japan with reference to allied plants in other districts and the Adoxaceae. Ginkgoana; contributions to the flora of Asia and the Pacific region. Vol. 5. Academic Sci. Books. Tokyo, Japan. 336 pp.

Hickey, L. F. 1973. Classification of the architecture of dicotyledonous leaves. Amer. J. Bot. 60(1): 17-33.

Hillebrand, G. R. y D. E. Fairbrothers. 1970. Phytoserological systematic survey of the Caprifoliaceae. Brittonia 22(2): 125-133.

Hsu, P. S. 1983. A preliminary numerical taxonomy of the family Caprifoliaceae. Acta Phytotax. Sinica 21(1): 26-33.

Jacobs, B., N. Pyck. y E. Smets. 2010. Phylogeny of the Linnaea clade: are *Abelia* and *Zabelia* closely related? Mol. Phylog. Evol. 57(2): 741-752.

Landrein, S. 2010. *Diabelia* a new genus of the tribe Linnaeeae, subtribe Linnaeinae (Caprifoliaceae). Phytotaxa 3: 34-38.

Landrein, S., G. Prenner, M. W. Chase y J. J. Clarkson. 2012. *Abelia* and relatives: Phylogenetics of Linnaeeae (Dipsacales-Caprifoliaceae s. l.) and interpretation of their inflorescence morphology. Bot. J. Linn. Soc. 169: 692-713.

Landrein, S. y G. Prenner. 2013. Unequal twins? Inflorescence evolution in the twinflower tribe Linnaeeae (Caprifoliaceae s. l.). Int. J. Plant Sci. 174(2): 200-233.

Metcalfe, C. R. y L. Chalk. 1950. Anatomy of the dicotyledons. Claredon Press. Oxford, UK. pp. 124-132.

Rehder, A. 1977. Manual of cultivated trees and shrubs. 2a. ed. Macmillan Publ. Co., Inc. New York, USA. pp. 846-847.

Roe, K. E. 1971. Terminology of hairs in the genus *Solanum*. Taxon 20(4): 501-508.

Sax, K. y D. A. Kribs. 1930. Chromosomes and phylogeny in Caprifoliaceae. J. Arnold Arbor. 11: 147-153.

Stevens, P. F. 2001 onwards. Angiosperm Phylogeny Website. Version 12, july 2012 [and more or less continously updated since]. http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/.

Takhtajan, A. L. 1980. Outline of a classification of flowering plants (Magnoliophyta). Bot. Rev. 46(3): 225-359.

Van Cotthem, W. R. 1970. A classification of stomatal types. Bot. J. Linn. Soc. 63(3): 235-246.

Villarreal-Quintanilla, J. Á. 2000. Caprifoliaceae. Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes 88: 1-17.

Villarreal-Quintanilla, J. Á. 2002. Caprifoliaceae. Flora de Veracruz 126: 1-16.

Villarreal-Quintanilla, J. Á. 2008. Caprifoliaceae. Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán 58: 1-7.

Villarreal-Quintanilla, J. Á., J. L. Villaseñor-R. y A. E. Estrada-C. 2013. Sistemática del género *Abelia* (Caprifoliaceae) en México. Acta Bot. Mex. 102: 99-128.

Wagenitz, G. y B. Laing. 1984. Die Nektarien der Dipsacales und ihre systematiche bedeutung. Bot. Jahrb. Syst. 104: 91-113.

Wilkinson, A. M. 1948. Floral anatomy and morphology of some species of the tribes Linnaeeae and Sambuceae of the Caprifoliaceae. Amer. J. Bot. 35: 365-371.

Wilkinson, A. M. 1949. Floral anatomy and morphology of *Triosetum* and the Caprifoliaceae in general. Amer. J. Bot. 36: 481-489.

Recibido en enero 2011.

Reactivado en julio 2013.

Aceptado en diciembre de 2013.



Acta Botanica Mexicana 107: 99-119 (2014)

HONGOS ANAMORFOS ASOCIADOS A RESTOS VEGETALES DEL PARQUE ESTATAL "AGUA BLANCA", MACUSPANA, TABASCO, MÉXICO

Karen Martínez-Rivera[1,3], Gabriela Heredia[2], Edmundo Rosique-Gil[1] y Silvia Cappello[1]

[1]Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Biológicas, Laboratorio de Micología, Herbario UJAT, km 5 carretera Villahermosa - Cárdenas entronque a Bosques de Saloya, 86039 Villahermosa, Tabasco, México.
[2]Instituto de Ecología, A.C., km 2.5 antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070 Xalapa, Veracruz, México.
[3]Autor para la correspondencia: k_martinezrivera@hotmail.com

RESUMEN

La riqueza fúngica de las áreas protegidas del estado de Tabasco ha sido pobremente estudiada. En su mayoría, las especies saprobias microscópicas aún se desconocen. La presente contribución tiene como objetivo documentar la composición de hongos anamorfos que proliferan en los restos vegetales de la selva del Parque Estatal "Agua Blanca". En total se presentan 40 taxones, entre los cuales se incluyen 15 que no se conocían para México y 25 para el estado de Tabasco. De todos los registros nuevos a nivel nacional, junto con su descripción morfológica, se anexan ilustraciones, información sobre la distribución geográfica conocida y observaciones sobre sus caracteres de interés taxonómico.

Palabras clave: hongos microscópicos, hongos saprobios, hongos tropicales, restos vegetales.

ABSTRACT

Fungal diversity of protected areas in the state of Tabasco has been poorly studied. Most microscopic saprophytic species are not yet known. This contribution aims to increase our knowledge of the litter-inhabiting anamorphic fungi from the rain forest of the "Agua Blanca" state park. An account of 40 taxa is included, 15 of them had not been reported

from Mexico before, and 25 are new records for the Tabasco state. For all the new national records, morphologic description, illustrations, geographical distribution and observations on their taxonomic characters are included.

Key words: microfungi, plant debris, saprobe fungi, tropical fungi.

INTRODUCCIÓN

Más de 60% de las especies del reino Fungi son microscópicas, representando un grupo con una amplia distribución tanto en hábitats naturales como en los ambientes modificados por el hombre (Heredia et al., 2008). Entre ellas destacan los hongos anamorfos por tener patrones de distribución extendidos y por ser abundantes tanto en ambientes naturales como en los domésticos, donde es frecuente encontrarlos como parásitos o saprobios. La mayoría de los estudios sobre estos hongos se han enfocado en los patógenos. Por el contrario, se conoce muy poco sobre la diversidad de las especies saprobias, a pesar de su alto potencial en la biotecnología y su participación en importantes procesos tales como la descomposición de restos vegetales y el reciclaje de nutrimentos (Heredia et al., 2008).

Si bien en la última década se han incrementado las publicaciones sobre la descripción de nuevas especies y registros de anamorfos, para la mayoría de las entidades de la República Mexicana aún no se cuenta con información y mucho menos con colecciones de referencia. Con respecto al estado de Tabasco, Rosique y Cappello (en prensa) mencionan que se han reportado 467 especies de macromicetos y micromicetos, entre las que están 128 taxones de micromicetos anamorfos, correspondientes a organismos saprobios asociados a restos vegetales (Heredia et al., 2006; Becerra et al., 2007, 2008 y 2011).

El estado de Tabasco presenta una considerable riqueza vegetal, por lo cual se puede esperar que exista una gran diversidad de especies de hongos anamorfos en sus ecosistemas; es por eso que es necesaria la realización de proyectos a largo plazo, encaminados a la exploración de las áreas conservadas y protegidas del estado. Tal es el caso del Parque Estatal “Agua Blanca”, localizado en el ejido Las Palomas, del municipio de Macuspana, en la porción oeste y noroeste de la Región Sierra de Tabasco (17°37' N; 92°29' O). El parque abarca una superficie de 2025 hectáreas (Fig. 1) (Castillo y Zavala, 1996; Anónimo, 2009), con una altitud de 100 a 200 m. La vegetación dominante es selva mediana perennifolia; se han registrado

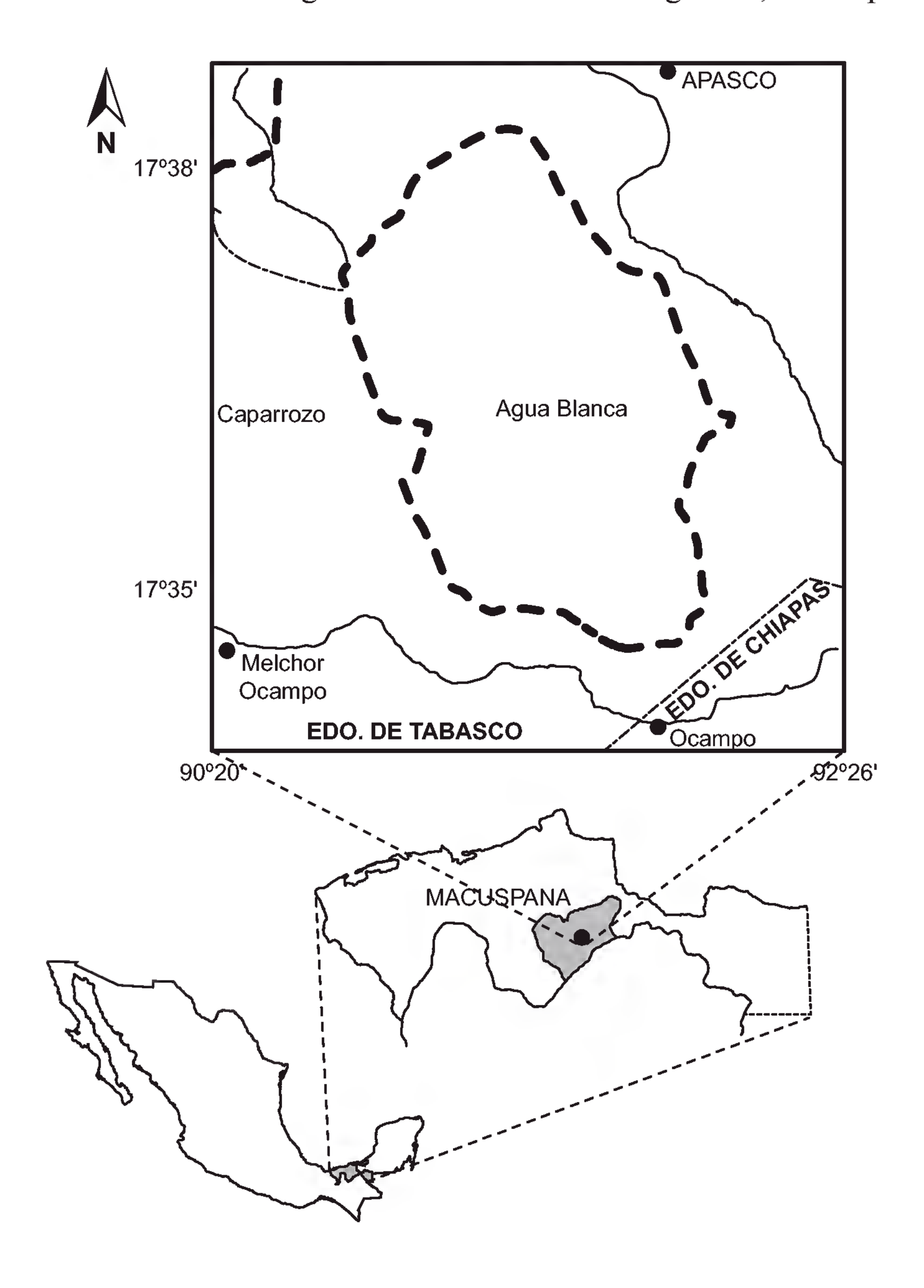


Fig. 1. Ubicación geográfica del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco.

1950 especies de plantas vasculares pertenecientes a 150 familias (Castillo, 1995), que representan 49% de la diversidad vegetal del estado.

El objetivo de este estudio es contribuir al conocimiento de los hongos anamorfos saprobios del estado de Tabasco, mediante la descripción y documentación de especies recolectadas en restos vegetales de la selva del Parque Estatal "Agua Blanca".

MÉTODO

En el área de selva mediana del parque se recolectaron del suelo restos vegetales en diferentes estados de descomposición. En el laboratorio, el material se

colocó en cámaras húmedas a temperatura ambiente. A partir del segundo día de incubación las muestras se revisaron diariamente mediante un microscopio estereoscópico (Zeiss Stemi DV4). Se hicieron preparaciones permanentes con alcohol polivinílico y semipermanentes con lactofenol. El análisis de la morfología, de la conidiogénesis y la obtención de las medidas de las estructuras se efectuaron mediante microscopía de campo claro (Carl Zeiss Axiostar Plus) y de contraste de fases (Nikon-Eclipse 80i). La identificación de las especies se llevó a cabo con la consulta de bibliografía especializada, además de los textos básicos sobre hongos anamorfos (Ellis, 1971, 1976; Carmichael et al., 1980; Barnett y Hunter, 1987; Matsushima, 1971, 1983, 1996 y 2001). La información sobre la distribución geográfica de los hongos se obtuvo mediante la consulta de bibliografía especializada y la base de datos CYBERNOME (www.cybertruffle.org.uk/cybernome/eng). El material de referencia consistente en preparaciones microscópicas se encuentra depositado en la Sección de Micología del Herbario de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT).

RESULTADOS

Se identificaron 40 especies, de las cuales 15 son nuevos registros para México y 25 para el estado de Tabasco. Dado que todas las especies estudiadas han sido recolectadas en diferentes regiones tropicales del mundo, es factible suponer que su distribución es pantropical. De acuerdo con la búsqueda bibliográfica y la consulta de la base de datos CYBERNOME, *Dactylaria filiformis, Mycoleptodiscus taiwanensis* y *Vermiculariopsiella parvula* no habían sido vueltas a registrar desde su descripción original. Así mismo, para *Dactylaria uniseptata, Melanocephala cupulifera, Mycoleptodiscus taiwanensis* y *Vermiculariopsiella parvula* no se encontraron registros de colectas previas para la zona neotropical por lo que con la presente contribución se extiende el conocimiento de su distribución geográfica.

Descripción morfológica de las especies que representan nuevos registros para México

Atrosetaphiale flagelliformis Matsush., Matsush. Mycol. Mem. 8: 14. 1995. Fig. 2.

Colonias dispersas, pardas oscuras. Conidióforos macronematosos, mononematosos, solitarios o gregarios, erectos, rectos, o ligeramente curvos, simples, lisos,

pardos oscuros, 73.8-117 × 4.1-5 µm. Células conidiógenas enteroblásticas, fialídicas, ampuliformes, integradas en el ápice y agrupadas en verticilos de 2-4 fiálides, dispuestas en intervalos a lo largo de los conidióforos, lisas, pardas pálidas, 9.4-14 × 4.2-5 µm. Conidios filiformes, sin septos, cilíndrico-fusiformes hacia la base y flageliformes hacia el ápice, unicelulares, hialinos, agregados en mucílago, 12-30 × 1-1.5 µm.

Material estudiado. Hojas en descomposición de *Aechmea bracteata* (Bromeliaceae). CHM-UJAT-01. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. La forma y dimensiones del ejemplar estudiado coinciden con las del material tipo de la especie.

Distribución. Hasta la fecha *Atrosetaphiale* es un género monoespecífico, el material tipo fue aislado de pecíolos de palma recolectados en la región amazónica del Perú (Matsushima, 1995). La especie también ha sido recolectada en Brasil (Castañeda-Ruiz et al., 2003; Barbosa et al., 2009).

Beltraniopsis ramosa R.F. Castañeda, Rev. Jardín Bot. Nac. 6(1): 53. 1985. Figs. 3a y 3b.

Colonias dispersas, pilosas, pardas claras. Conidióforos macronematosos, setiformes, con 1-3 ramificaciones, erectos, ápices afilados, lisos, pardos, 250 × 3-5 µm. Células conidiógenas poliblásticas, integradas o discretas, denticuladas, lisas, pardas pálidas, 9-13 × 5-5.5 µm. Células separadoras ovoides, lisas, hialinas. Conidios bicónicos, rostrados hacia el ápice, base redondeada, oliváceos con una banda transversal hialina, 22-26 × 5-6 µm.

Material estudiado. Hojas en descomposición. CHM-UJAT-03. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011.

Observaciones. Castañeda-Ruiz y Arnold (1985) mencionan la presencia de conidióforos con paredes verrugosas, carácter que no se observó en el material examinado. Sin embargo, el resto de la morfología coincide con la descripción de *B. ramosa*.

Distribución. Existen registros para Brasil (Gusmão y Grandi, 1996; Gusmão et al., 2001), Cuba (Castañeda-Ruiz y Arnold, 1985; Delgado-Rodríguez y Mena-Portales, 2004a; Delgado-Rodríguez et al., 2002) y Venezuela (Castañeda-Ruiz, 2009).

Berkleasmium sinense Joanne E. Taylor, K.D. Hyde & E.B.G. Jones, Fungal Diversity 12: 302. 2003. Fig. 4.

Conidiomas de tipo esporodoquio, punctiformes, pardos oscuros, brillosos. Conidióforos micronematosos, simples o ramificados, hialinos, 2-2.5 µm. Células conidiógenas holoblásticas, integradas, terminales, hialinas, cilíndricas. Conidios elipsoidales u obovoides, muriformes, lisos, ligeramente constreñidos en los septos, pardos oscuros en el ápice, más claros hacia la base, 30-51 × 21-30 µm.

Material estudiado. Ramas en descomposición. CHM-UJAT-04. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011.

Observaciones. Las medidas del ejemplar estudiado concuerdan con las del material tipo reportado por Taylor y Hyde (2003).

Distribución. Esta especie ha sido recolectada en sitios tan distantes como Argentina (Capdet y Romero, 2010) y China (Taylor y Hyde, 2003).

Clonostachys compactiuscula (Sacc.) D. Hawksw. & W. Gams, Trans. Br. Mycol. Soc. 64(1): 90. 1975. Figs. 5a y 5b.

Colonias gregarias, dispersas, algodonosas, mucilaginosas, blancas. Conidióforos macronematosos, mononematosos, flexuosos, en grupos, con el ápice peniciliforme, septados, lisos, hialinos. Células conidiógenas monofialídicas, 2-4, determinadas, lisas, hialinas, 10.5-18 × 2.5-3 µm. Conidios sin septos, cilíndricos, hialinos, agrupados en columnas mucilaginosas, 8-11 × 1-2 µm.

Material estudiado. En hojas en descomposición. CHM-UJAT-05. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011.

Observaciones. La presencia de conidióforos de tipo *Verticillium* y la disposición de los conidios en largas columnas mucilaginosas, claramente distinguen a esta especie.

Distribución. Muy probablemente se trata de un hongo cosmopolita asociada a suelos y restos vegetales; existen registros para Argentina (Arambarri et al., 1987), Brasil (Barbosa et al., 2009), Cuba (Mercado-Sierra y Mena-Portales, 1995), Inglaterra (Hawksworth y Punithalingam, 1975) y Venezuela (Castañeda-Ruiz et al., 2003).

Dactylaria filiformis R.F. Castañeda, Guarro & Cano, Mycotaxon 58: 254. 1996. Figs. 6a y 6b.

Colonias efusas, pilosas, pardas oscuras. Conidióforos macronematosos, mononematosos, rectos o flexuosos, pardos en la base, más claros hacia el ápice, 10-25 × 3-3.5 µm. Células conidiógenas poliblásticas, terminales, simpodiales, subhialinas, denticuladas. Conidios filiformes, sin septos, hialinos, 15-20 × 1 µm.

Material estudiado. Hojas en descomposición. CHM-UJAT-07. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011.

Observaciones. *Dactylaria filiformis* es muy parecida a *D. scolecospora* (Kirk, 1983); se diferencian en que los conidios de la última son más largos y delgados (30-45 × 0.5-1).

Distribución. No se encontró algún registro posterior a la descripción de la especie, la cual fue detectada en material recolectado en Cuba (Castañeda-Ruiz et al., 1996).

Dactylaria hemibeltranioidea R.F. Castañeda & W.B. Kendr., Univ. Waterloo Biol. Ser. 35: 27. 1991. Fig. 7.

Colonias efusas, pilosas, pardas oscuras. Conidióforos macronematosos, mononematosos, solitarios, erectos, rectos o flexuosos, simples, pardos en la base, más claros hacia el ápice, 40-75 × 3-3.5 µm. Células conidiógenas poliblásticas, terminales, integradas, denticuladas. Conidios cilíndricos, hialinos, 7-9 × 2-2.3 µm.

Material estudiado. Ramas en descomposición. CHM-UJAT-08. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. La longitud de los conidios del material examinado es menor a la del ejemplar tipo (12-20.5 µm), reportada por Castañeda-Ruiz y Kendrick (1991). Sin embargo, debido a que el resto de las características concuerdan con la especie, se decidió ubicar el material como *D. hemibeltranioidea* y ampliar el intervalo de las dimensiones de la longitud del conidio.

Distribución. Desde la descripción original de la especie en Cuba (Castañeda-Ruiz y Kendrick, 1991), solo ha sido reportada para Tailandia (Pinruan et al., 2007).

Dactylaria uniseptata Matsush., Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea: 19. 1971. Fig. 8.

Colonias pilosas, pardas oscuras. Conidióforos macronematosos, mononematosos, simples, rectos o flexuosos, pardos oscuros en la base, más claros hacia el ápice, 50-98 × 3-3.5 µm. Células conidiógenas poliblásticas, terminales, integradas, simpodiales, denticuladas, subhialinas. Conidios elipsoidales, truncados en la base, con un septo en la parte media, gutulados, subhialinos, 14-16 × 4-5 µm.

Material estudiado. Ramas en descomposición. CHM-UJAT-09. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011.

Distribución. Esta especie ha sido recolectada en el continente asiático en localidades de China (Cai et al., 2002 y Zhuang, 2001) así como en Nueva Guinea (Matsushima, 1971).

Melanocephala cupulifera S. Hughes, New Zealand J. Bot. 17: 168. 1979. Fig. 9.

Colonias dispersas, de pardas oscuras a negras. Conidióforos macronematosos, mononematosos, simples, erectos, rectos, pardos en la base, más claros hacia el ápice, lisos, 60-83 × 6-7.5 µm. Células conidiógenas monoblásticas, integradas, con 3-6 proliferaciones percurrentes, caliciformes. Conidios solitarios, simples, obovoides, 2-3 septos transversales gruesos, pardo negruzcos, ligeramente constreñidos, base truncada y ápice redondeado, pardos oscuros, 33-39 × 19-23 µm.

Material estudiado. Ramas en descomposición. CHM-UJAT-17. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011.

Observaciones. Los conidióforos del material estudiado son más pequeños que los reportados por Hughes (1979; 80-110 µm). Sin embargo, el tamaño y forma de los conidios coinciden con los de la especie tipo (30-43 x 18-23.5 µm) (Hughes, 1979).

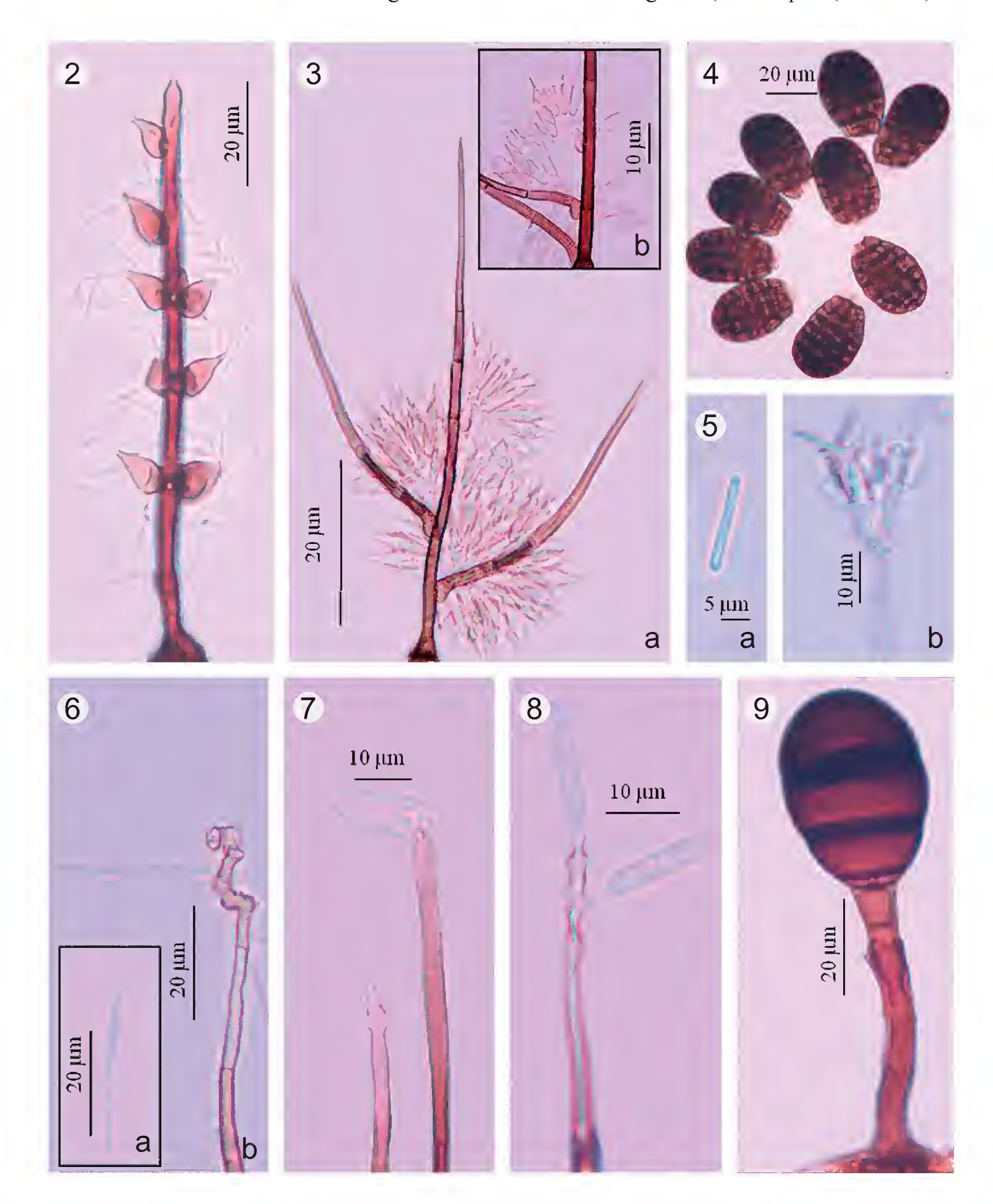
Distribución. Esta especie ha sido reportada de Nueva Zelanda (Hughes, 1979 y McKenzie et al., 1992), Hong Kong (Zhuang, 2001) y la India (Rao y Hoog, 1986).

Monilochaetes guadalcanalensis (Matsush.) I.H. Rong & W. Gams, Mycotaxon 76: 455. 2000. Fig. 10.

Colonias dispersas, pardas oscuras, pilosas. Conidióforos erectos, rectos o ligeramente flexuosos, septados, lisos, pardos oscuros en la parte basal, más claros hacia el ápice, 257-300 × 5-6 µm, en la parte apical de 2-3 µm. Células conidiógenas monofialídicas, con collarín terminal, percurrentes. Conidios catenulados, elipsoidales, lisos, parte basal truncada y parte apical redondeada, hialinos, 17-21 × 5-8 µm.

Material estudiado. En hojas en descomposición. CHM-UJAT-19. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. El ejemplar estudiado difiere ligeramente del material tipo en el ancho de los conidios (16-30 × 8-10 µm) (Matsushima, 1971). Sin embargo, el resto de la morfología coincide con la de la especie. La ubicación taxonómica de este hongo ha tenido varios cambios: Gams y Holubová-Jechová (1976) la transfirieron del género *Catenularia* a *Exochalara*, más tarde Rong y Gams (2000) la ubicaron nuevamente en el género *Monilochaetes*.



Figs. 2-9. 2. *Atrosetaphiale flagelliformis*: conidióforo con células conidiógenas ampuliformes y conidios filiformes. 3. *Beltraniopsis ramosa*: a. conidióforo setiforme ramificado, b. células separadoras y conidios bicónicos. 4. *Berkleasmium sinense*: esporodoquio con conidios muriformes. 5. *Clonostachys compactiuscula*: a. conidio cilíndrico, b. parte apical del conidióforo peniciliforme. 6. *D. filiformis*: a. conidios filiformes, b. conidióforo con células conidiógenas denticuladas. 7. *D. hemibeltranioidea*: conidióforo con células conidiógenas simpodiales y conidios cilíndricos. 8. *D. uniseptata*: conidióforo con conidios elipsoidales con un septo transversal. 9. *Melanocephala cupulifera*: conidióforo con célula conidiógena caliciforme y conidio con dos septos.

Distribución. Además del material tipo procedente del Japón (Matsushima, 1971), *M. guadalcanalensis* solo había sido recolectada en Cuba (Mercado-Sierra et al., 1997).

Mycoleptodiscus taiwanensis Matsush., Matsushima Mycol. Mem. 5: 21. 1987. Fig. 11.

Conidiomas de tipo esporodoquio, punctiformes, pardos oscuros, dispersos. Conidióforos ausentes. Células conidiógenas fialídicas, doliformes, 6-10.5 × 7-11 µm. Conidios lunados, hialinos, 12-20 × 6-6.5 µm, con una sétula en cada extremo de 1-3 µm de largo.

Material estudiado. Hojas en descomposición. CHM-UJAT-20. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. *Mycoleptodiscus taiwanensis* es muy similar a *M. atromaculans* y *M. indicus*, se diferencian en que los conidios de *M. atromaculans* son más largos (16.5-25 × 6.5-8.5 µm) y *M. indicus* presenta apéndices apicales de mayor tamaño (1-10 µm).

Distribución. Solo se encontró el registro del material tipo, el cual fue detectado sobre raquis de hojas muertas de *Areca catechu* (Arecaceae) colectadas en Taiwán (Matsushima, 1987).

Sporidesmium dissolvens Hol.-Jech., Mercado & J. Mena, Česká Mykol. 40: 156. 1986. Fig. 12.

Colonias efusas, pilosas, pardas oscuras. Conidióforos macronematosos, mononematosos, erectos, rectos o ligeramente flexuosos, pardos oscuros aclarándose hacia el ápice, 32-115 × 4.5 µm. Células conidiógenas monoblásticas, integradas, terminales, percurrentes, cilíndricas, pardas oscuras. Conidios obclavados, obpiriformes, con 3 septos, la célula basal más grande que las otras, pardos oscuros, la célula apical subhialina, con una túnica mucilaginosa en la punta, 30-40 × 10-12 µm, parte basal de 3-4 µm.

Material estudiado. Ramas en descomposición. CHM-UJAT-29. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. El rasgo característico de *S. dissolvens* es la presencia de una túnica mucilaginosa, subhialina en la parte apical del conidio.

Distribución. Esta especie solo ha sido registrada para la zona del Caribe, Cuba (Holubová-Jechová et al., 1986) y Federación de Indias Occidentales (Minter et al., 2001).

Stilbella clavispora Seifert, Stud. Mycol. 27: 80. 1985. Figs. 13a y 13b.

Conidiomas de tipo sinema, conspicuos, blanquecinos, cilíndricos, capitados, simples, claviformes, blancos, ligeramente pardos al madurar, 350-400 × 25-59 µm. Conidióforos macronematosos, ramificados, biverticilados, hialinos, 15-25 × 2-2.5 µm. Células conidiógenas fialídicas, terminales, verticiladas, cilíndricas, hialinas, 30 × 2 µm. Conidios elipsoidales, claviformes, hialinos, sin septos, aglutinados en una masa mucilaginosa, 8-12 × 3-4.5 µm.

Material estudiado. Ramas en descomposición. CHM-UJAT-32. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011.

Observaciones. Las características morfológicas y las dimensiones del material estudiado coinciden con las de la descripción de la especie.

Distribución. Se encontraron registros de Suecia (Seifert, K.A. 1985) y de Cuba (CYBERNOME).

Thozetella havanensis R.F. Castañeda, Rev. Jardín Bot. Nac. 5: 69. 1984. Fig. 14.

Conidiomas de tipo sinema, dispersos, mucosos en el ápice, pardos oscuros en la base y blanquecinos en el ápice. Conidióforos macronematosos, cilíndricos, ramificados en el ápice. Células conidiógenas fialídicas, cilíndricas, ampuliformes o lageniformes. Microaristas sigmoides, alantoides, lisas de la parte basal al centro y rugosas en la parte apical, subhialinas, 17-21 × 2-3 µm. Conidios falciformes, hialinos, 11-13 × 1-2 µm, con una sétula filiforme de 4-6 µm de longitud en cada extremo.

Material estudiado. Hojas en descomposición. CHM-UJAT-34. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. El material estudiado concuerda con la morfología y las medidas proporcionadas por Castañeda-Ruiz (1984).

Distribución. Se encontraron registros para Brasil (Grandi et al., 1995), Cuba (Castañeda-Ruiz, 1984; Mercado-Sierra et al., 1997; Delgado-Rodríguez y Mena-Portales, 2004b), España (CYBERNOME) y Nigeria (Calduch et al., 2002).

Vermiculariopsiella parvula Nawawi, Kuthub. & B. Sutton, Mycotaxon 37:177. 1990. Figs. 15a y 15b.

Conidiomas de tipo esporodoquio, solitarios, pardos oscuros, con una masa blanquecina en el ápice, rodeados de setas. Setas erectas, rectas o ligeramente flexuosas, lisas, septadas, pared gruesa con las puntas agudas, pardas oscuras, 110-

300 × 3-4 µm. Conidióforos cilíndricos, cortos, densamente agrupados, hialinos. Células conidiógenas monofialídicas, lageniformes, hialinas. Conidios cilíndricos, lisos, unicelulares, gutulados, con el ápice ligeramente curvo o puntiagudo, hialinos, agrupados en masas mucilaginosas blanquecinas, 11-12 × 2-3 µm.

Material estudiado. Hojas en descomposición. CHM-UJAT-35. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. *Vermiculariopsiella parvula* se diferencia de las demás especies del género por presentar una pequeña curvatura en la parte apical del conidio.

Distribución. No se encontraron registros de la especie después de que fue descrita a partir de material colectado en Malasia (Nawawi et al., 1990).

Zygosporium geminatum S. Hughes, Mycol. Pap. 44: 5. 1951. Figs. 16a y 16b.

Colonias compactas, pardas oscuras. Conidióforos mononematosos, macronematosos, erectos, simples, subulados hacia el ápice, pardos, 90-110 × 3-5 µm. Vesículas curvas, truncadas, cónicas en el ápice, pardas oscuras, 12-15 × 6-7 µm. Células conidiógenas monoblásticas, discretas, determinadas, ampuliformes, ovoides, hialinas. Conidios elipsoidales, verrugosos, pardos, 20-30 × 8-10 µm.

Material estudiado. Hojas en descomposición de *Aechmea bracteata* (Bromeliaceae). CHM-UJAT-40. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010.

Observaciones. La morfología y las medidas del material estudiado concuerdan con las proporcionadas por Hughes (1951).

Distribución. Ha sido reportada del continente africano: Ghana (Hughes, 1951) y Uganda (Ellis, 1971), y del americano: Venezuela (Castañeda-Ruiz et al., 2003).

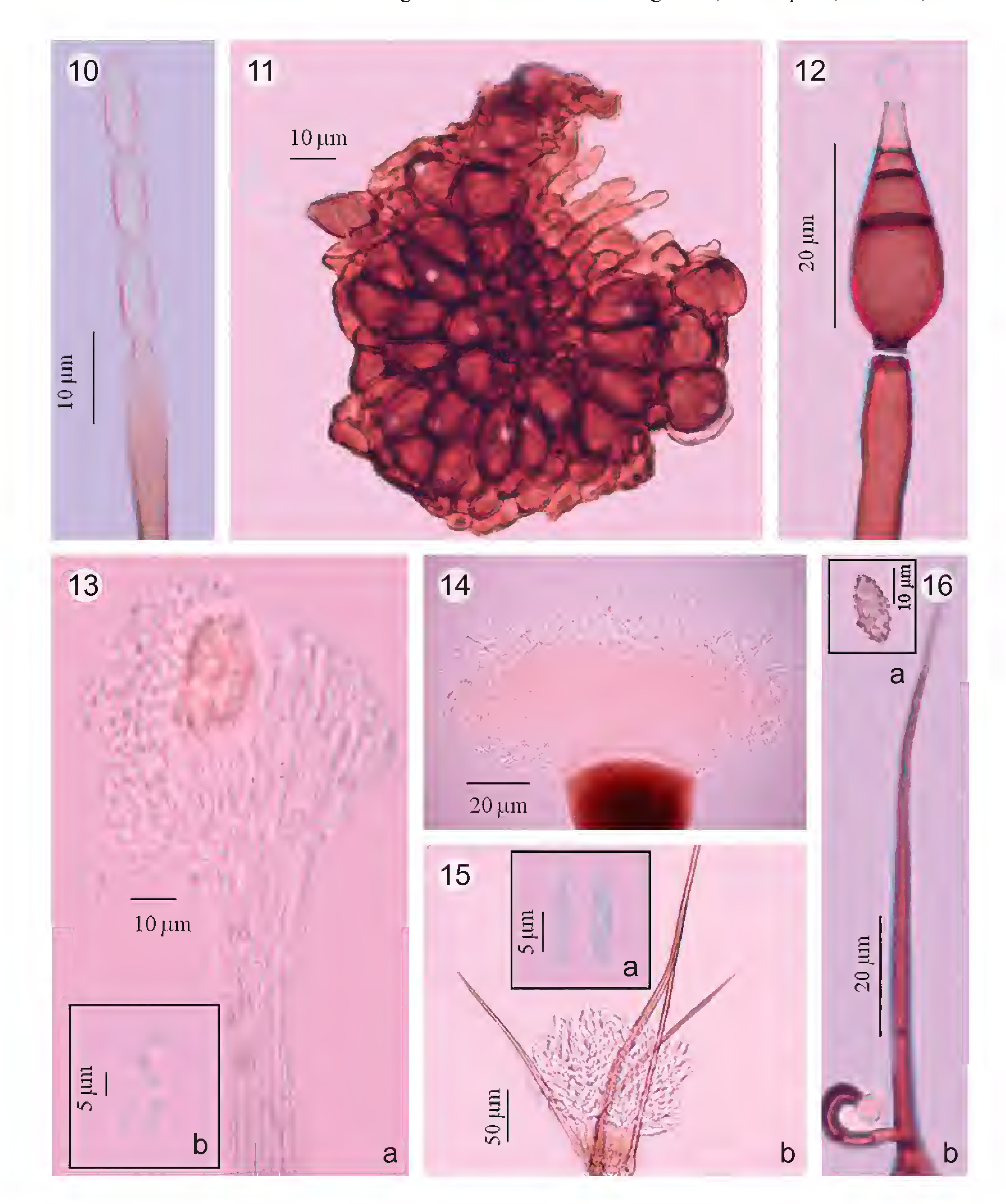
Especies registradas previamente para México

Beltrania rhombica Penz., Michelia 2: 474. 1882.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-02. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerra et al., 2007), Tamaulipas y Veracruz (Heredia, 1994).

Dactylaria parvispora (Preuss) de Hoog & Arx, Kavaka 1: 58. 1973.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-24. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 1997).



Figs. 10-16. 10. *Monilochaetes guadalcanalensis*: conidióforo con conidios catenulados. 11. *Mycoleptodiscus taiwanensis*: esporodoquio y conidio. 12. *Sporidesmium dissolvens*: conidióforo con conidio obclavado con gota mucilaginosa en el ápice. 13. *Stilbella clavispora*: a. parte apical del sinema con células conidiógenas y conidios, b. conidios claviformes. 14. *Thozetella havanensis*: sinema con aristas y conidios. 15. *Vermiculariopsiella parvula*: a. conidios, b. esporodoquio con setas y conidios. 19. *Zygosporium geminatum*: a. conidio elipsoidal verrugoso, b. conidióforo con vesícula y célula conidiógena integrada.

Dictyochaeta fertilis (S. Hughes & W.B. Kendr.) Hol.-Jech., Folia Geobot. Phytotax. 19: 426. 1984.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-10. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 2000b).

Ellisembia adscendens (Berk.) Subram., Proc. Indian Natl. Sci. Acad. Part B. Biol. Sci. 58(4): 183. 1992.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-11. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerra et al., 2007) y Veracruz (Heredia et al., 2004).

Exserticlava vasiformis (Matsush.) S. Hughes, New Zealand J. Bot. 16: 332. 1978.

Material estudiado: Hojas en descomposición de *Aechmea bracteata* (Bromeliaceae). CHM-UJAT-13. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 2004).

Helminthosporium palmigenum Matsush., Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea: p. 30. 1971.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-14. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerra et al., 2007).

Hermatomyces amphisporus R.F. Castañeda & Heredia, Cryptogamie Mycol. 21: 223. 2000.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-15. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011. Registros anteriores: Veracruz (Castañeda-Ruiz y Heredia, 2000).

Junewangia globulosa (Tóth) W.A. Baker & Morgan-Jones, Mycotaxon 81: 308. 2002.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-16. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerra et al., 2007) y Veracruz (Heredia et al., 1997).

Menisporopsis theobromae S. Hughes, Mycol. Pap. 48: 59. 1952.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-18. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Heredia et al., 2006b), Tamaulipas (Heredia, 1994) y Veracruz (Heredia et al., 1997).

Periconia cookei E.W. Mason & M.B. Ellis, Mycol. Pap. 56: 72. 1953.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-21. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Arias et al., 2010).

Phaeoisaria clematidis (Fuckel) S. Hughes, Can. J. Bot. 36: 794. 1958.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-22. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011. Registros anteriores: Tabasco (Heredia et al., 2006b) y Veracruz (Heredia et al., 1997).

Piricaudilium lobatum Hol.-Jech., Česká Mykol. 42: 200. 1988.

Material estudiado: Hojas en descomposición de *Aechmea bracteata* (Bromeliaceae). CHM-UJAT-23. Col. K. Martínez-Rivera, 11/02/2011. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 1997).

Septomyrothecium uniseptatum Matsush., Bull. Natn. Sci. Mus., Tokyo 14(3): 470. 1971.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-25. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Heredia et al., 2006b).

Speiropsis hyalospora Subram. & Lodha, Can. J. Bot. 42: 1062. 1964.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-26. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 2000a).

Sporidesmium amglicum (Grove) M.B. Ellis, Mycol. Pap. 70: 60. 1958.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-28. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 2006a).

Sporidesmium tropicale M.B. Ellis, Mycol. Pap. 70: 58. 1958.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-30. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Heredia et al., 2006b).

Subulispora longirostrata Nawawi & Kuthub., Mycotaxon 30: 459. 1987.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-33. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 2004).

Veronaea coprophila (Subram. & Lodha) M.B. Ellis, More Dematiaceous Hyphomycetes: p. 210. 1976.

Material estudiado: Hojas y ramas en descomposición. CHM-UJAT-36. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerra et al., 2008) y Veracruz (Heredia et al., 1995).

Virgatospora echinofibrosa Finley, Mycologia 59: 538. 1967.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-37. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia et al., 1997).

Wiesneriomyces laurinus (Tassi) P.M. Kirk, Trans. Br. Mycol. Soc. 82: 748. 1984.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-38. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerra et al., 2007) y Veracruz (Heredia et al., 2000b).

Zygosporium echinosporum Bunting & E.W. Mason, Mycol. Pap. 5: 135. 1941.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-39. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerra et al., 2007) y Veracruz (Heredia et al., 1997).

Zygosporium gibbum (Sacc., M. Rousseau & E. Bommer) S. Hughes, Can. J. Bot. 36: 825. 1958.

Material estudiado: Hojas en descomposición de *Aechmea bracteata* (Bromeliaceae). CHM-UJAT-41. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Veracruz (Heredia y Reyes, 1999).

Zygosporium masonii S. Hughes, Mycol. Pap. 44: 15. 1951.

Material estudiado: Ramas en descomposición. CHM-UJAT-42. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerrra et al., 2007) y Veracruz (Heredia y Mercado-Sierra, 1998).

Zygosporium minus S. Hughes, Mycol. Pap. 44: 6. 1951.

Material estudiado: Hojas en descomposición de *Aechmea bracteata* (Bromeliaceae). CHM-UJAT-43. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerrra et al., 2007) y Veracruz (Heredia et al., 1997).

Zygosporium oscheoides Mont., Annls. Sci. Nat. Bot. ser. 2, 17: 121. 1842.

Material estudiado: Hojas en descomposición. CHM-UJAT-44. Col. K. Martínez-Rivera, 11/11/2010. Registros anteriores: Tabasco (Becerrra et al., 2007) y Veracruz (Mercado-Sierra y Heredia, 1994).

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo se realizó mediante el apoyo de los proyectos FOMIX-CONACYT (TAB-2009-C18-122083) “Diversidad y conservación de los hongos macro y microscópicos saprobios de algunos ambientes del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco” y PROMEP (UJAT-PTC-094) “Evaluación de las comunidades de hongos microscópicos saprobios del suelo y de la hojarasca del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco”. La primera autora agradece la beca que le fue otorgada a través del primer proyecto y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT-320647) por el apoyo obtenido para los estudios de Maestría en Ciencias Ambientales de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Los autores reconocen las facilidades otorgadas por la UJAT y por el Instituto de Ecología, A.C.

LITERATURA CITADA

Anónimo. 2009. Anuario estadístico del estado de Tabasco. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Gobierno del estado de Tabasco. Villahermosa, México. 707 pp.

Arambarri, A., M. N. Cabello y A. S. Mengascini. 1987. Estudio sistemático de los Hyphomycetes del Río Santiago. II. Bol. Soc. Argent. Bot. 25: 213-222.

Arias, R. M., G. Heredia y J. Mena-Portales. 2010. Adiciones al conocimiento de la diversidad de los hongos anamorfos del bosque mesófilo de montaña del estado de Veracruz. III. Acta Bot. Mex. 90: 19-42.

Barbosa, R. F., L. M. Costa y L. F. P. Gusmão. 2009. Novos registros de Hyphomycetes decompositores para o estado da Bahia, Brasil. Acta Bot. Bras. 23: 323-329.

Barnett, H. L. y B. B. Hunter. 1987. Illustrated genera of imperfect fungi. 4a ed. MacMillan Pub. Co. Nueva York, USA. 118 pp.

Becerra, C., G. Heredia y R. M. Arias. 2007. Contribución al conocimiento de los hongos anamorfos saprobios del estado de Tabasco. II. Rev. Mex. Micol. 24: 39-53.

Becerra, C., G. Heredia, R. M. Arias, J. Mena-Portales y R. F. Castañeda-Ruiz. 2008. Contribución al conocimiento de los hongos anamorfos saprobios del estado de Tabasco. III. Rev. Mex. Micol. 28: 25-39.

Becerra, C., G. Heredia, R. M. Arias, R. F. Castañeda-Ruiz y J. Mena-Portales. 2011. Especies raras de hongos anamorfos saprobios en el estado de Tabasco. Acta Bot. Mex. 96: 15-31.

Cai, L., C. K. M. Tsui, K. Zhang y K. D. Hyde. 2002. Aquatic fungi from Lake Fuxian, Yunnan, China. Fungal Divers. 9: 57-70.

Calduch, M., J. Gené, J. Guarro, A. Mercado-Sierra y R. F. Castañeda-Ruiz. 2002. Hyphomycetes from Nigerian rain forests. Mycologia 94: 127-135.

Capdet, M. y A. Romero. 2010. Fungi from palms in Argentina. Mycotaxon 112: 339-355.

Carmichael, J. W., W. B. Kendrick, I. L. Conners y L. Sigler. 1980. Genera of Hyphomycetes. The University of Alberta Press. Edmonton, Canadá. 388 pp.

Castañeda-Ruiz, R. F. 1984. Nuevos taxones de Deuteromycotina: *Arnoldiella robusta* gen. et sp. nov.: *Roigiella lignicola* gen. et sp. nov. *Sporidesmium pseudolmediae* sp. nov. y *Thozetella havanensis* sp. nov. Rev. Jard. Bot. Nac. 5(1): 57-87.

Castañeda-Ruiz, R. F. y G. Heredia. 2000. Two new dematiaceous Hyphomycetes on *Cyathea* from Mexico. Cryptogamie Mycol. 21: 221-228.

Castañeda-Ruiz, R. F. y W. B. Kendrick. 1991. Ninety-nine conidial fungi from Cuba and three from Canada. Univ. Waterloo Biol. Ser. 35: 1-132.

Castañeda-Ruiz, R. F., J. Guarro y J. Cano. 1996. Notes of conidial fungi. VIII. Two new species of *Dactylaria* from Cuba. Mycotaxon 58: 253-258.

Castañeda-Ruiz, R. F. y G. R. W. Arnold. 1985. Deuteromycotina de Cuba. I. Hyphomycetes. Rev. Jard. Bot. Nac. 6: 47-67.

Castañeda-Ruiz, R. F., J. Guarro, S. Velázquez-Noa y J. Géne. 2003. A new species of *Minimelanolocus* and some hyphomycete records from rain forests in Brazil. Mycotaxon 85: 231-239.

Castañeda-Ruiz, R. F., T. Iturriaga, D. W. Minter, M. Saikawa, G. Vidal y S. Velazquez-Noa. 2003. Microfungi from Venezuela, a new species of *Brachydesmiella*, a new combination, and new records. Mycotaxon 85: 211-229.

Castañeda-Ruiz, R. F., T. Iturriaga, D. W. Minter, G. Heredia-Abarca., M. Stadler, M. Saikawa y R. Fernández. 2009. Two new anamorphic fungi and some microfungi recorded from El Avila, Venezuela. Mycotaxon 107: 225-237.

Castillo, A. O. 1995. Los recursos maderables del estado de Tabasco. Informe técnico, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Convenio PC22089. Villahermosa, México. 220 pp.

Castillo, A. O. y C. J. Zavala. 1996. Fisiología, recursos vegetales y alternativas del manejo en el Parque Estatal Agua Blanca, Tabasco. Universidad y ciencia 12: 63-70.

Delgado-Rodríguez, G. y J. Mena-Portales. 2004a. Hifomicetos (hongos anamórficos) de la Reserva Ecológica "Alturas de Banao" (Cuba). Bol. Soc. Micol. Madrid 28: 115-124.

Delgado-Rodríguez, G. y J. Mena-Portales. 2004b. Hifomicetos aero-acuáticos e ingoldianos de la reserva de la biosfera Sierra del Rosario (Cuba). Bol. Soc. Micol. Madrid 28: 105-113

Delgado-Rodríguez, G., J. Mena-Portales, M. Calduch y C. Decock. 2002. Hyphomycetes (hongos mitospóricos) del área protegida Mil Cumbres, Cuba Occidental. Cryptogamie Mycol. 23: 277-293.

Ellis, M. B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew, UK. 608 pp.

Ellis, M. B. 1976. More dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew, UK. 507 pp.

Farr, D. F., y A. Y. Rossman. Fungal databases. Systematic Mycology and Microbiology Laboratory, Agricultural Research Service, United States Department of Agriculture. Revisado el 31 de Mayo, 2013. Disponible en: http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/.

Gams, W. y V. Holubová-Jechová. 1976. *Chloridium* and some other dematiaceous Hyphomycetes growing on decaying wood. Stud. Mycol. 13: 1-97.

Grandi, R. A. P., A. C. Grandi y W. B. C. Delitti. 1995. Hyphomycetes sobre folhas em decomposição de *Cedrela fissilis* Vell. Hoehnea 22: 27-37.

Gusmão, L. F. P. y R. A. P. Grandi. 1996. Espécies do grupo *Beltrania* (Hyphomycetes) associadas a folhas de *Cedrella fissilis* Vell. (Meliaceae), em Maringá, PR, Brasil. Hoehnea 23: 91-102.

Gusmão, L. F. P., R. A. P. Grandi y A. I. Milanez. 2001. Hyphomycetes from leaf litter of *Miconia cabussu* in the Brazilian Atlantic rain forest. Mycotaxon 79: 201-213.

Hawksworth, D. L. y E. Punithalingam. 1975. New and interesting microfungi from Slapton, South Devonshire: Deuteromycotina II. Trans. Brit. Mycol. Soc. 64: 89-99.

Heredia, G. 1994. Hifomicetes dematiáceos en bosque mesófilo de montaña. Registros nuevos para México. Acta Bot. Mex. 27: 15-32.

Heredia, G. y A. Mercado-Sierra. 1998. Tropical Hyphomycetes of Mexico. III. Some species from the Calakmul Biosphere Reserve, Campeche. Mycotaxon 68: 137-143.

Heredia, G. y M. Reyes. 1999. Hongos conidiales de bosque mesófilo: algunas especies folícolas y de la hojarasca desconocidas para México. Rev. Mex. Micol. 5: 79-88.

Heredia, G., A. Mercado-Sierra y J. Mena-Portales. 1995. Conidial fungi from leaf litter in a mesophilic cloud forest of Veracruz, Mexico. Mycotaxon 55: 473-490.

Heredia, G., J. Mena-Portales, A. Mercado-Sierra y M. Reyes 1997. Tropical Hyphomycetes of Mexico II. Some species from the tropical biology station "Los Tuxtlas", Veracruz, Mexico. Mycotaxon 64: 203-223.

Heredia, G., R. M. Arias y M. Reyes. 2000a. Contribución al conocimiento de los hongos Hyphomycetes de México. Acta Bot. Mex. 51: 39-51.

Heredia, G., R. M. Arias y M. Reyes. 2000b. Leaf litter fungi. Eight setose conidial species unknown from Mexico. Rev. Mex. Micol. 16: 17-25.

Heredia, G., M. Reyes, R. M. Arias, J. Mena-Portales y A. Mercado-Sierra. 2004. Adiciones al conocimiento de la diversidad de los hongos conidiales del bosque mesófilo de montaña del estado de Veracruz. Acta Bot. Mex. 66: 1-22.

Heredia, G., R. M. Arias, J. Mena-Portales y A. Mercado-Sierra. 2006a. Adiciones al conocimiento de la diversidad de los hongos conidiales del bosque mesófilo de montaña del estado de Veracruz. II. Acta Bot. Mex. 77: 15-30.

Heredia, G., R. F. Castañeda-Ruiz, C. Becerra y R. M. Arias. 2006b. Contribución al conocimiento de los hongos anamorfos saprobios del estado de Tabasco. I. Rev. Mex. Micol. 23: 53-62.

Heredia, G., R. F. Castañeda-Ruiz y S. Cappello. 2008. Biología e importancia de los hongos microscópicos filamentosos. Heredia, G. (ed.). Tópicos sobre diversidad, ecología y uso de los hongos microscópicos. Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo (CYTED) e Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, Ver. México. pp. 7-26.

Holubová-Jechová, V., A. Mercado-Sierra y J. Mena-Portales. 1986. Studies on Hyphomycetes from Cuba IV. Dematiaceous Hyphomycetes from province Pinar del Rio. Ceská Mykol. 40(3): 142-164.

Hughes, S. J. 1951. Studies on micro-fungi X. *Zygosporium*. Mycol. Pap. 44: 1-18.

Hughes, S. J. 1979. Relocation of species of *Endophragmia* auct. with notes on relevant generic names. New Zealand J. Bot. 17: 139-188.

Kirk, P. M. 1983. New or interesting microfungi XI. Three new Hyphomycetes on *Ulex europaeus*. Trans. Br. Mycol. Soc. 81: 401-404.

McKenzie, E. H. C., P. J. O'Sullivan y J. P. Wilkie. 1992. A list of type specimens of New Zealand fungi held in DSIR Plant Protection Herbarium (PDD). Mycotaxon 43: 77-156.

Matsushima, T. 1971. Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea. Publicado por el autor. Kobe, Japón. 78 pp.

Matsushima, T. 1983. Matsushima Mycological Memories No. 3. Publicado por el autor. Kobe, Japón. 90 pp.

Matsushima, T. 1987. Matsushima Mycological Memories No. 5. Publicado por el autor. Kobe, Japón. 100 pp.

Matsushima, T. 1995. Matsushima Mycological Memories No. 8. Publicado por el autor. Kobe, Japón. 54 pp.

Matsushima, T. 1996. Matsushima Mycological Memories No. 9. Publicado por el autor. Kobe, Japón. 213 pp.

Matsushima, T. 2001. Matsushima Mycological Memories No. 10. Publicado por el autor. Kobe, Japón. 214 pp.

Mercado-Sierra A. y G. Heredia. 1994. Hyphomycetes asociados a restos vegetales en el estado de Veracruz, México. Rev. Mex. Mic. 10: 33-48.

Mercado-Sierra, A. y J. Mena-Portales. 1995. Hifomicetes dematiáceos de tres provincias orientales de Cuba. Rev. Iberoam. Micol. 12: 101-107.

Mercado-Sierra, A., V. Holubová-Jechová y J. Mena-Portales. 1997. Monografie XXIII. Hifomicetes demaciáceos de Cuba. Enteroblásticos. Museo Regionale Di Scienze Naturali. Torino, Italia. 388 pp.

Minter, D., M. Rodríguez y J. Mena-Portales. 2001. Fungi of the Caribbean. An annotated checklist, PDMS Publishing. Londres, Inglaterra. 946 pp.

Nawawi, A., A. J. Kuthubutheen y B. C. Sutton. 1990. New species and combinations in *Vermiculariopsiella* (Hyphomycetes). Mycotaxon 37: 173-182.

Pinruan, U., K. D. Hyde, S. Lumyong, E. H. C. McKenzie y E. B. G. Jones. 2007. Occurrence of fungi on tissues of the peat swamp palm *Licuala longicalycata*. Fungal Divers. 25: 157-173.

Rao, V. y G. S. Hoog. 1986. New or critical Hyphomycetes from India. Stud. Mycol. 28: 1-84.

Rong, I. H. y W. Gams. 2000. The Hyphomycete genera *Exochalara* and *Monilochaetes*. Mycotaxon 76: 451-462.

Rosique, G. J. E. y G. S. Cappello (en prensa). Diversidad de hongos. In: Mata, Z. E. y L. D. J. Palma (eds.). Biodiversidad en Tabasco: Estudio de estado. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México.

Taylor, J. E. y K. D. Hyde. 2003. Microfungi of tropical and temperate palms. Fungal Divers. Res. Ser. 12: 302.

Zhuang, W. Y. (ed.). 2001. Higher fungi of tropical China. Mycotaxon, Ltd. Ithaca, USA. 485 pp.

Recibido en junio de 2012.

Aceptado en octubre de 2013.



Acta Botanica Mexicana 107: 121-151 (2014)

SEASONAL CHANGES IN EPIPHYTIC DINOFLAGELLATE ASSEMBLAGES NEAR THE NORTHERN COAST OF THE YUCATAN PENINSULA, GULF OF MEXICO

Yuri B. Okolodkov[1,4], Fany del Carmen Merino-Virgilio[2], José Antolín Aké-Castillo[1], Ana Concepción Aguilar-Trujillo[2], Silvia Espinosa-Matías[3] & Jorge Alfredo Herrera-Silveira[2]

[1]Universidad Veracruzana, Instituto de Ciencias Marinas y Pesquerías, Laboratorio de Botánica Marina y Planctología, Calle Hidalgo 617, Colonia Río Jamapa, 94290 Boca del Río, Veracruz, México.
[2]Instituto Politécnico Nacional, Centro de Investigación y Estudios Avanzados, Unidad Mérida, Carretera antigua a Progreso km 6, 97310 Mérida, Yucatán, México.
[3]Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, Laboratorio de Microscopía Electrónica de Barrido, Avenida Universidad 3000, 04510 México, D.F., México.
[4]Author for correspondence: yuriokolodkov@yahoo.com

ABSTRACT

Epiphytic dinoflagellates were studied in 250 samples from 10 sites in Chelem (a semi-enclosed mangrove lagoon) and Dzilam de Bravo (an exposed coastal locality), on the northern coast of the Yucatan Peninsula, during five surveys in 2008-2009. Temperature, salinity, turbidity, pH, dissolved oxygen, nitrates, nitrites, phosphates, silicates, urea, extractable water column chlorophyll-*a*, precipitation, and wind speed and direction were measured. The Chelem lagoon system showed minor variability in physical-chemical characteristics compared to the exposed site at Dzilam de Bravo. Dinoflagellates were associated with all the host macrophytes examined including four seagrass species and 33 macroalgal species representing 24 genera. A total of 20 dinoflagellate taxa from 12 genera were recovered from these substrates. The genus *Prorocentrum* contained the largest number of individual species. The variation in mean epiphytic dinoflagellate abundance over both localities ranged from ~200 to 3500 cells g^{-1} substrate wet weight. Cell abundances at individual sites, in contrast, ranged from ~100 to >25 000 cells g^{-1} substrate wet weight. This variation is typical of the patchy distribution of these species in time and space.

Overall, *Prorocentrum rhathymum* (up to 2.41×10^4 cells g^{-1}) was the most abundant species observed across samples. Other abundant species were *Bysmatrum caponii* (maximum of 1.19×10^4 cells g^{-1}) and *Amphidinium* cf. *carterae* (maximum of 3.69×10^3 cells g^{-1}). The highest abundances of *Gambierdiscus* species occurred in May and November (9.90×10^3 cells g^{-1}) in Chelem when temperatures ranged from 24.5 to 30.2 °C. The data obtained indicate that the greatest potential for ciguatoxin flux into the food web may occur in protected, low turbulence environments, where salinities are high, nutrients abundant, and water temperatures are between 24 and 31 °C.

Key words: ciguatera, Dinophyceae, epiphytes, Gulf of Mexico, microalgae, microphytobenthos, seasonal changes, Yucatan.

RESUMEN

Se estudió a los dinoflagelados epífitos en 250 muestras de 10 sitios en Chelem (una laguna rodeada parcialmente por manglar) y Dzilam de Bravo (una localidad costera expuesta), en la costa norte de la Península de Yucatán, obtenidas durante cinco exploraciones en 2008-2009. Se midió la temperatura, salinidad, turbidez, pH, oxígeno disuelto, nitratos, nitritos, fosfatos, silicatos, urea, clorofila-*a* extraída de la columna de agua, precipitación, así como velocidad y dirección del viento. El sistema de la laguna de Chelem reveló menor variabilidad de las características físico-químicas comparado con la localidad expuesta de Dzilam de Bravo. Los dinoflagelados se encontraron asociados con todos los macrófitos hospederos incluyendo cuatro especies de pastos marinos y 33 de macroalgas representantes de 24 géneros. Un total de 20 taxa de dinoflagelados correspondientes a 12 géneros se obtuvieron de estos sustratos. El género *Prorocentrum* incluyó la mayor cantidad de especies. La variación en la abundancia promedio de dinoflagelados epifíticos en ambas localidades osciló entre ~200 y 3500 células g^{-1} de peso húmedo de sustrato. La abundancia de células en los sitios, en contraste, varió entre ~100 y >25 000 células g^{-1}. Esta variación es típica de la distribución en parches de estas especies en el tiempo y el espacio. En general, *Prorocentrum rhathymum* (máximo 2.41×10^4 células g^{-1}) fue la especie más abundante en las muestras. Otras especies abundantes fueron *Bysmatrum caponii* (máximo 1.19×10^4 células g^{-1}) y *Amphidinium* cf. *carterae* (máximo 3.69×10^3 células g^{-1}). La abundancia máxima de *Gambierdiscus* spp. se presentó en mayo y noviembre (9.90×10^3 células g^{-1}) en Chelem cuando la temperatura varió de 24.5 a 30.2 °C. Los datos obtenidos muestran que el mayor potencial para el flujo de ciguatoxinas a través de la red trófica puede encontrarse en ambientes protegidos de turbulencia baja, donde la salinidad es alta, los nutrientes abundantes y la temperatura de agua entre 24 y 31 °C.

Palabras clave: cambios estacionales, ciguatera, Dinophyceae, epífitos, Golfo de México, microalgas, microfitobentos, Yucatán.

INTRODUCTION

Tropical epiphytic/epibenthic dinoflagellates are abundant in shallow marine habitats throughout the world. Some of these species produce potent toxins that can concentrate in the food web, adversely affecting ecosystem and human health. The most important of these are the ciguatera toxins produced by species in the genus *Gambierdiscus*. These toxins accumulate in finfish causing ciguatera fish poisoning, globally the most frequent cause of non-bacterial food poisoning. It is possible that toxins recovered from the flesh of fish match those produced by *Gambierdiscus* species. In the Caribbean, it is the top predator fish living in coral reef environments that have the greatest potential for becoming ciguateric. Other epiphytic/epibenthic dinoflagellate species can produce a range of toxins that cause gastrointestinal and respiratory distress. While seasonality and annual cycles of phytoplankton communities, including mainly diatoms and dinoflagellates, have been repeatedly investigated throughout the oceans, studies of the annual dynamics of epiphytic/epibenthic dinoflagellates are still scarce. The major exception is studies that have followed the seasonality of individual species that were thought to cause ciguatera (Bagnis et al., 1985; Carlton & Tindall, 1985; Gillespie et al., 1985; Mitchell, 1985; Ballantine et al., 1988; Bomber et al., 1988; Tindall & Morton, 1998; Chinain et al., 1999; Vila et al., 2001; Levasseur et al., 2003). Habitat preference, the influence of environmental factors and population dynamics of the epiphytic dinoflagellates are still poorly known (Richlen & Lobel, 2011). In the southern Gulf of Mexico, the only study on seasonality (covering eight months) of epiphytic dinoflagellates was conducted in the state of Veracruz by Okolodkov et al. (2007). The principal objectives of the present work were to follow the seasonal dynamics of epiphytic dinoflagellates in two representative habitats on the northern coast of the Yucatan Peninsula. The first habitat was the semi-enclosed Chelem lagoon and the other one was a coastal locality open to the ocean at Dzilam de Bravo. The dinoflagellate species assemblages with host seaweeds and seagrasses were specifically determined to examine the correlations between selected dinoflagellate species and the total abundances of dinoflagellate cells and physical and chemical characteristics at each site. Of particular interest was identifying the conditions that promoted the growth of *Gambierdiscus* species, thereby increasing the potential risk of ciguatera.

MATERIAL AND METHODS

The study sites are characterized by three distinct seasons: a dry season from March to early June, a rainy season from June to October, and the ‘‘nortes’’ (northerly winds) season, a period of brief storms and strong northerly winds, from November to February (Herrera-Silveira, 1993). The first study site was the semi-enclosed elongated Chelem lagoon that is 14.7 km long, and 0.925 km wide, with a total surface area of 13.6 km^2. The lagoon is orientated parallel to the coastline of the Gulf of Mexico and is surrounded by mangroves (Fig. 1). Both runoff and underground freshwater or brackish water discharges of karstic origin, which enter from the bottom of the lagoon, help maintain the water level. Water circulation is slow due to its almost complete isolation from the sea and a relatively low tide height that usually does not exceed 50-60 cm and never exceeds 1 m. The second study site was located near the village of Dzilam de Bravo (Dzilam, for short). This site is characterized by open exposure to the ocean where the seashore is partly fringed with mangroves.

From May 2008 through May 2009, samples were taken every three months (19 and 21 May, 20 and 25 August, 25 and 28 November 2008, 3 and 6 March, 19 and 22 May 2009), at the Chelem lagoon and offshore of Dzilam. Samples were collected

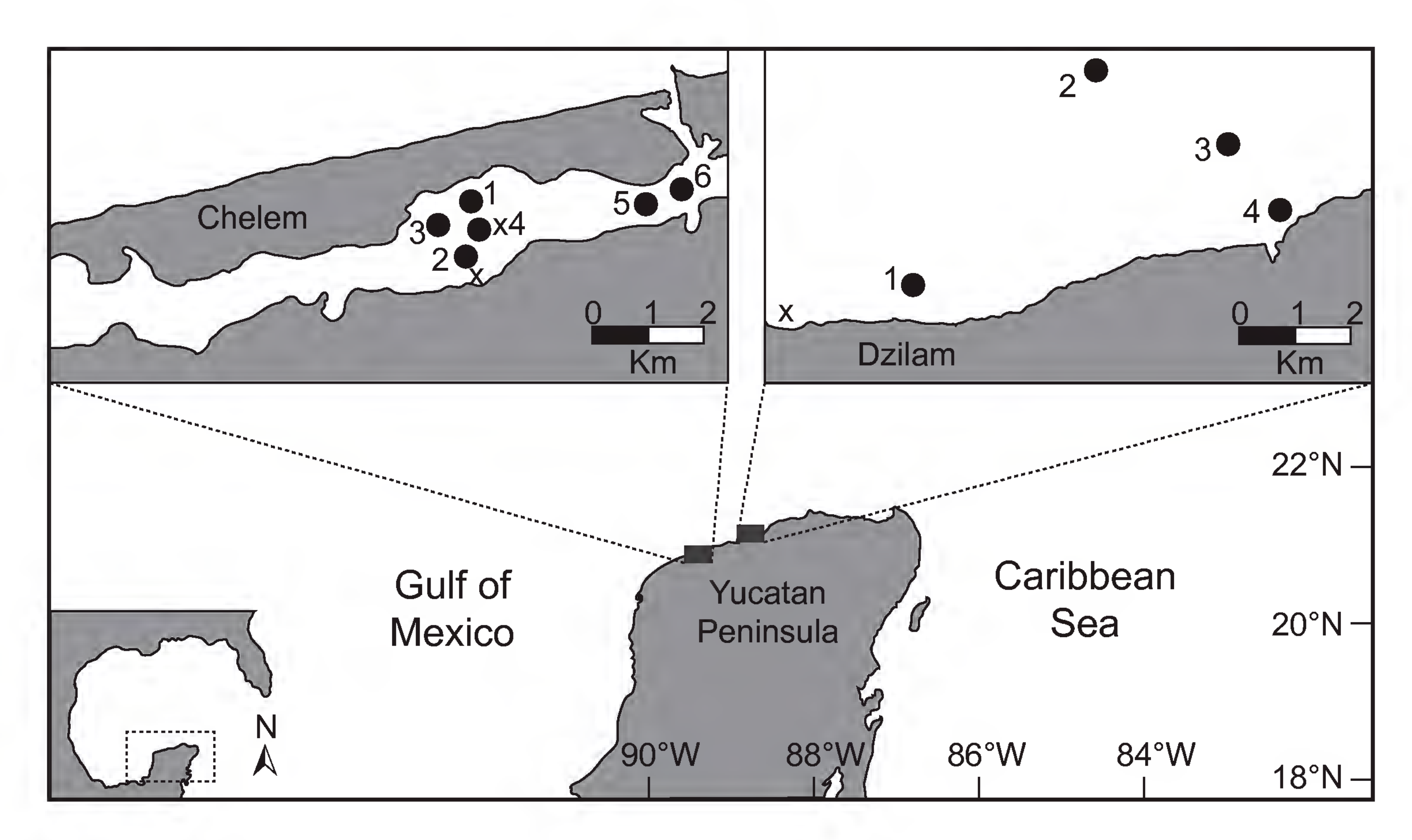


Fig. 1. Sampling sites near the northern coast of the Yucatan Peninsula, Gulf of Mexico, in 2008-2009. Crosses indicate submerged and coastal groundwater discharges.

from four mid-lagoon stations in Chelem and two stations near the channel connecting the lagoon with the ocean, and from four stations at Dzilam (Fig. 1). A total of ~250 samples of macroalgae and seagrasses with associated microalgae (together here termed macrophytes) were collected over the course of the study between 10:00 and 15:00 h (Fig. 1, Table 1). Only two stations (St. 2 and 4) in the Chelem lagoon were consistently influenced by freshwater discharge. Station 2 was situated near a freshwater discharge. Station 4 was located approximately 20-30 m from a brackish water discharge. Rich algal vegetation dominated by soft masses of mainly filamentous species was observed around the spring. At each sampling time, two to ten samples from various, usually monospecific macrophyte substrates, were taken at each station. The seafloor was finely sandy (at Dzilam) to muddy (in the Chelem lagoon), sometimes forming a very loose superficial layer up to 30 cm thick. Sampling site depth was almost uniform in the lagoon (about 1 m) and varied from 0.5 m (St. 4) to 4.0 m (St. 2) at Dzilam. Macrophytes (50 to 200 g) were gently detached from the bottom during snorkeling, manually or using a knife, and were immediately placed into 0.5 or 1.0 liter plastic jars *in situ* underwater, sorted according to species. All the samples were taken together with the surrounding sea water and transported to the boat where 37% stock formalin was added to the jars to a final concentration of 4%.

The techniques used for counting cells have been described previously (Okolodkov et al., 2007). The only difference was the use of an Olympus CKX41 inverted microscope in the present study. Abundances are given as the number of

Table 1. Some physical-geographical characteristics of sampling stations on the northern coast of the Yucatan Peninsula, from May 2008 to May 2009 (Ch – Lagoon of Chelem, Dz – Dzilam).

Locality, station	Latitude °N	Longitude °W	Site depth (m)	Distance from the coast (km)
Ch St. 1	21°15.510'	89°43.986'	1	0.85
Ch St. 2	21°15.005'	89°43.982'	1	1.80
Ch St. 3	21°15.428'	89°44.223'	1	0.79
Ch St. 4	21°15.365'	89°43.992'	1	1.15
Ch St. 5	21°15.611'	89°42.755'	1	0.64
Ch St. 6	21°15.573'	89°42.435'	0.4	0.62
Dz St. 1	21°23.945'	88°52.044'	2	0.31
Dz St. 2	21°24.741'	88°51.233'	4	1.60
Dz St. 3	21°24.299'	88°50.550'	2	0.69
Dz St. 4	21°24.030'	88°50.345'	0.5	0.05

dinoflagellate cells per gram of substrate wet weight (WW), and they were averaged among the various macrophyte substrates taken at the same station.

Temperature, salinity, pH and dissolved oxygen (DO) of the surface layer of water (~0.5 m) were measured *in situ* and recorded using a multiparameter YSI-Professional Plus meter (Yellow Springs, Ohio, USA). Turbidity was measured in the field with an Aguafluor handheld fluorometer and turbidimeter (Turner Designs, model 8000-001, Sunnyvale, CA, USA). Sampling site depth was measured with a portable depth-meter. Samples for analysis of DO, dissolved inorganic nitrogen (DIN: NO_3-N + NO_2-N + NH_4-N), urea – $(NH_2)_2CO$, soluble reactive phosphorus (SRP) and soluble reactive silicon (SRSi) were collected in 8-liter plastic tanks from the surface layer (during a pilot survey in May 2008, the nutrient contents were not measured). Urea was measured by the direct diacetylmonoxime method modified by Mulvenna and Savidge (1992). Determinations of DO and nutrients were made in the laboratory using a portable Hach DR/2010 data logging spectrophotometer (Hach Company, Loveland, Colorado, USA) following Strickland and Parsons (1972). Chl-*a* was determined spectrophotometrically in the laboratory using a trichromatic technique (Richards & Thompson, 1952). Precipitation, wind speed and direction (Fig. 2) were averaged from the daily data obtained by the Meteorological Station of CINVESTAV at Chelem, Yucatan, Mexico (21°15'15" N, 89°44'30" W).

A principal component analysis based on physical-chemical characteristics (temperature, salinity, DO, site depth, nitrates, nitrites, ammonium, SRP, SRSi and urea), Chl-*a* and population density of epiphytic dinoflagellates was used to establish correlations between the dinoflagellate abundances and the environmental factors

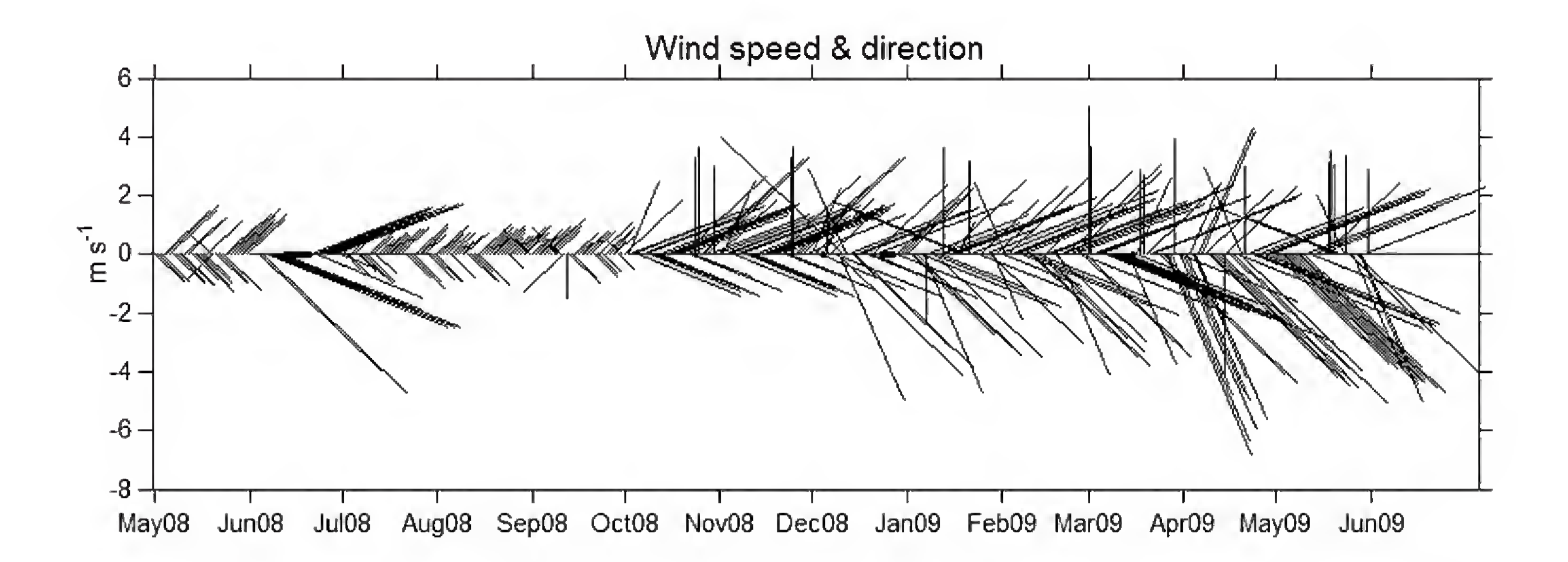


Fig. 2. Daily wind speed and direction on the northern coast of Yucatan Peninsula in 2008-2009 (North is at the top). NE and NEE winds predominated in the study zone.

including seasonality. A cluster analysis was applied to evaluate the degree of heterogeneity of sampling sites and seasonal differences in species composition between surveys. A canonical correspondence analysis was used to reveal relationships between species of epiphytic dinoflagellates and environmental parameters. All the data were log10 (data+1) transformed prior to analysis. Canoco for Windows 4.5 was used for this analysis. First, a canonical correspondence analysis including 10 environmental variables (DO, SRP, nitrates, urea, ammonium, SRSi, salinity, temperature, depth and turbidity) was run in automatic mode selection with 1000 permutations to test the significance of each variable. After this, nitrates and urea were eliminated, which resulted in an F-ratio less than 1 (P>0.6) and could have influenced negatively in the complete model significance of all canonical axes. The second run included the eight remaining environmental variables, and Montecarlo tests of the first and all canonical axes were performed using 1000 permutations under a reduced model to maintain type I error in small data sets (Braak & Šmilauer, 2002).

RESULTS

Physical-chemical conditions

The mean and standard deviations for the physical parameters measured at the Chelem and Dzilam sites are shown in Figs. 3 and 4. Water temperatures ranged between 20.5 and 32.7 °C at Dzilam and from 22.7 to 30.9 °C at Chelem. Both locations showed the same annual temperature cycle with highest temperatures in May and August and lowest in March. Changes in the turbidity measurements followed the annual temperature cycle: at the Dzilam open water site it ranged between 36.7 and 57.8 ntu and in the Chelem lagoon between 43.8 and 63.8 ntu. The variability among sampling stations was greater in the Chelem lagoon than at Dzilam. In general, monthly precipitation was higher from June through October, with the maximum in July at Chelem (115 mm $month^{-1}$, with the mean value 4 mm day^{-1}) and in June and September at Dzilam (almost reaching 160 mm $month^{-1}$, with the highest mean value of 5 mm day^{-1} in September). Runoff and/or groundwater inputs consequently caused the overall salinity to drop by 5 from May to August during sampling period. The overall variation in salinity ranged between 25.8 and 35.1 at Dzilam and between 28.9 and 38.6 at Chelem. The salinity drop of 2 in Chelem from March to May 2009 was not associated with increased precipitation (Fig. 3). Rainfall had a less direct effect on ambient salinities at Dzilam where significant rainfall in June and August-September 2008 only caused a salinity drop of 3. As was the case in the Chelem lagoon, there was a large decrease in salinity

from 34 to 24 not associated with significant rainfall inputs in June-July (Fig. 4). In both sampling areas, groundwater was likely responsible for this decrease in salinity. DO concentrations and oxygen saturation were greatest in November 2008 at Chelem (Fig. 3) and in November 2008 and May 2009 at Dzilam (Fig. 4). The DO maximum in November at Chelem coincided with the peak Chl-*a* concentration.

Among the three forms of inorganic nitrogen, NH_4-N was usually the major form: up to 5.36 µM in Chelem, and 3.67 µM in Dzilam in November. In three cases, in Chelem (St. 3 in May 2009) and in Dzilam (St. 4 in November and St. 1 in March) very high values of NO_3-N were measured, 18.31 µM, 26.56 µM and 18.18 µM, respectively. SRP concentrations remained at rather low levels, less than 1.1 µM, in both Chelem and Dzilam from late summer through early spring (Fig. 5) with only a

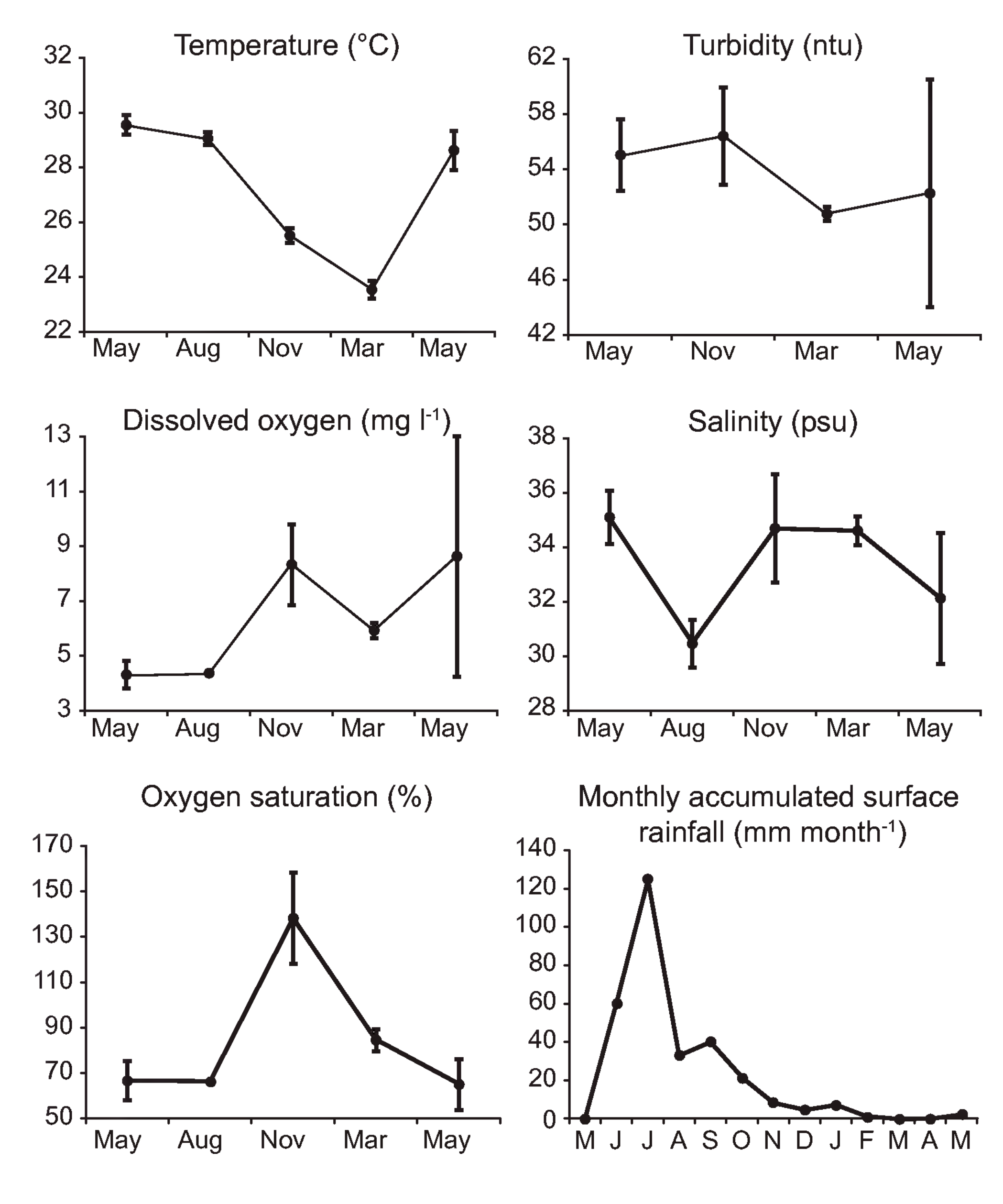


Fig. 3. Annual variability of some physical and chemical characteristics of the water column and precipitation in the Chelem lagoon in 2008-2009 (the mean values and standard error bars per survey are shown in five graphs).

few exceptions (up to 1.76 µM at St. 5 in Chelem in March). The N:P (DIN to SRP) ratio varied markedly at St. 4 and 5 in Chelem (with the highest ratio of 18 to 24 at St. 5 and 4 in August) and at two inshore St. 1 and 4 (with the highest ratio of 40 at St. 4 in November). Urea concentrations were always high: from 2.76 to 10.12 µM in Chelem, and from 3.61 to 7.21 µM in Dzilam.

Macrophyte substrates

In the Chelem lagoon, the dominant seagrass was *Halodule wrightii* that occurred with various macroalgal species, especially *Caulerpa* spp. Among red algae, only *Heterosiphonia gibbesii* was occasionally very abundant in Chelem, forming large irregularly shaped aggregates several meters in diameter or in length and not

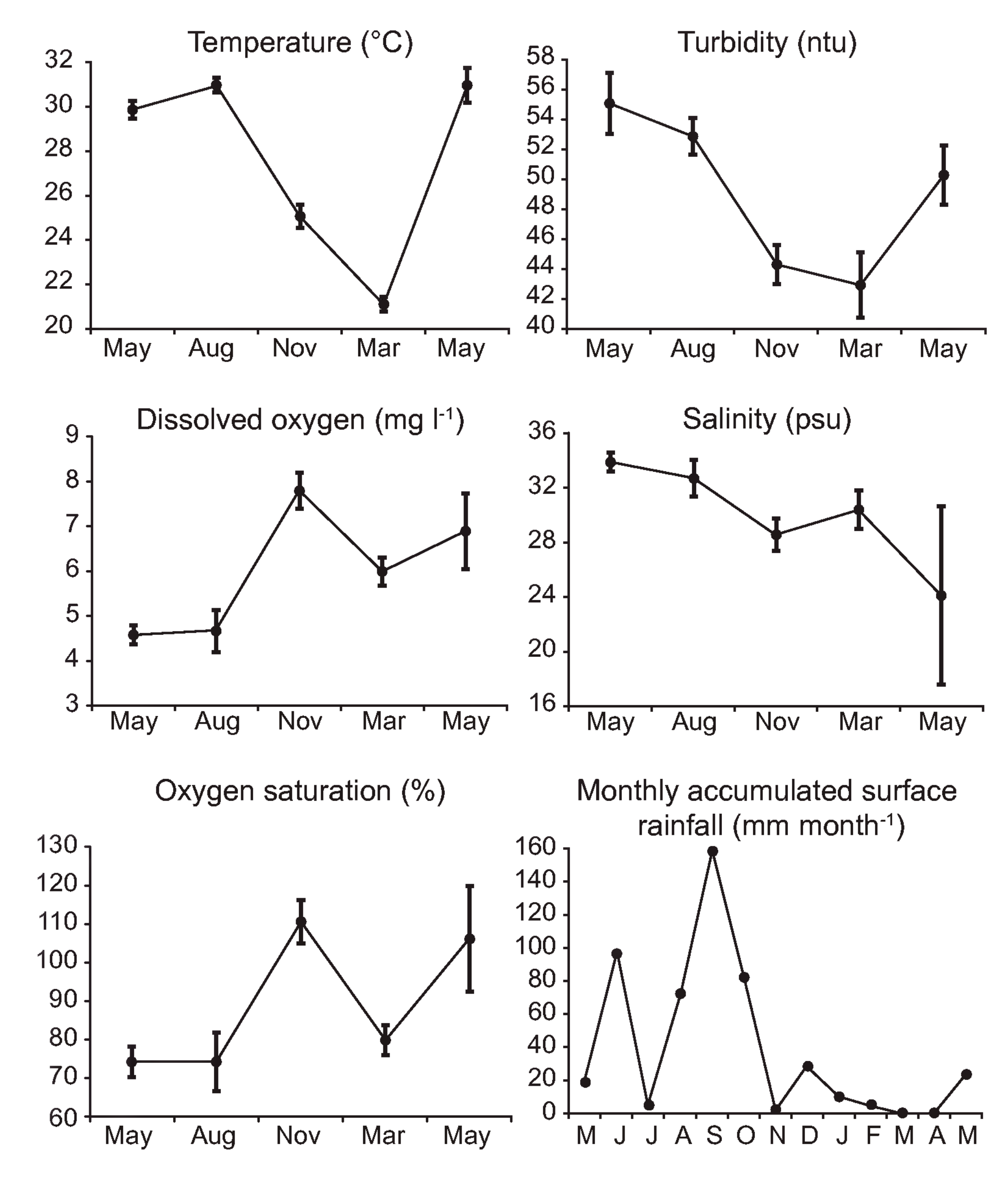


Fig. 4. Annual variability of some physical and chemical characteristics of the water column and precipitation at Dzilam in 2008-2009 (the mean values and standard error bars per survey are shown in five graphs).

attached to the sea bottom. A list of macrophyte species at various Chelem stations is given in Table 2. In Chelem, vast areas covered with sand lacking macrophytes were common at St. 1-4. The macrophyte beds in Dzilam, in contrast, were dominated by the seagrasses *Thalassia testudinum* and *Syringodium filiforme* to a lesser extent. The dominant macroalgal species at Dzilam stations included mainly the green algae *Caulerpa ashmeadii, C. paspaloides, C. prolifera, Halimeda incrassata* and *Udotea flabellum*. Macrophyte vegetation was usually much more abundant and continuous than in Chelem, forming a multi-species canopy. Dzilam is also characterized by very scarce young solitary corals closer to the coast (St. 4) and large sponges further from it (St. 2), reflecting typical marine conditions. In total, four seagrass and 33 macroalgal species from 24 genera were identified in both localities (Table 2). Green

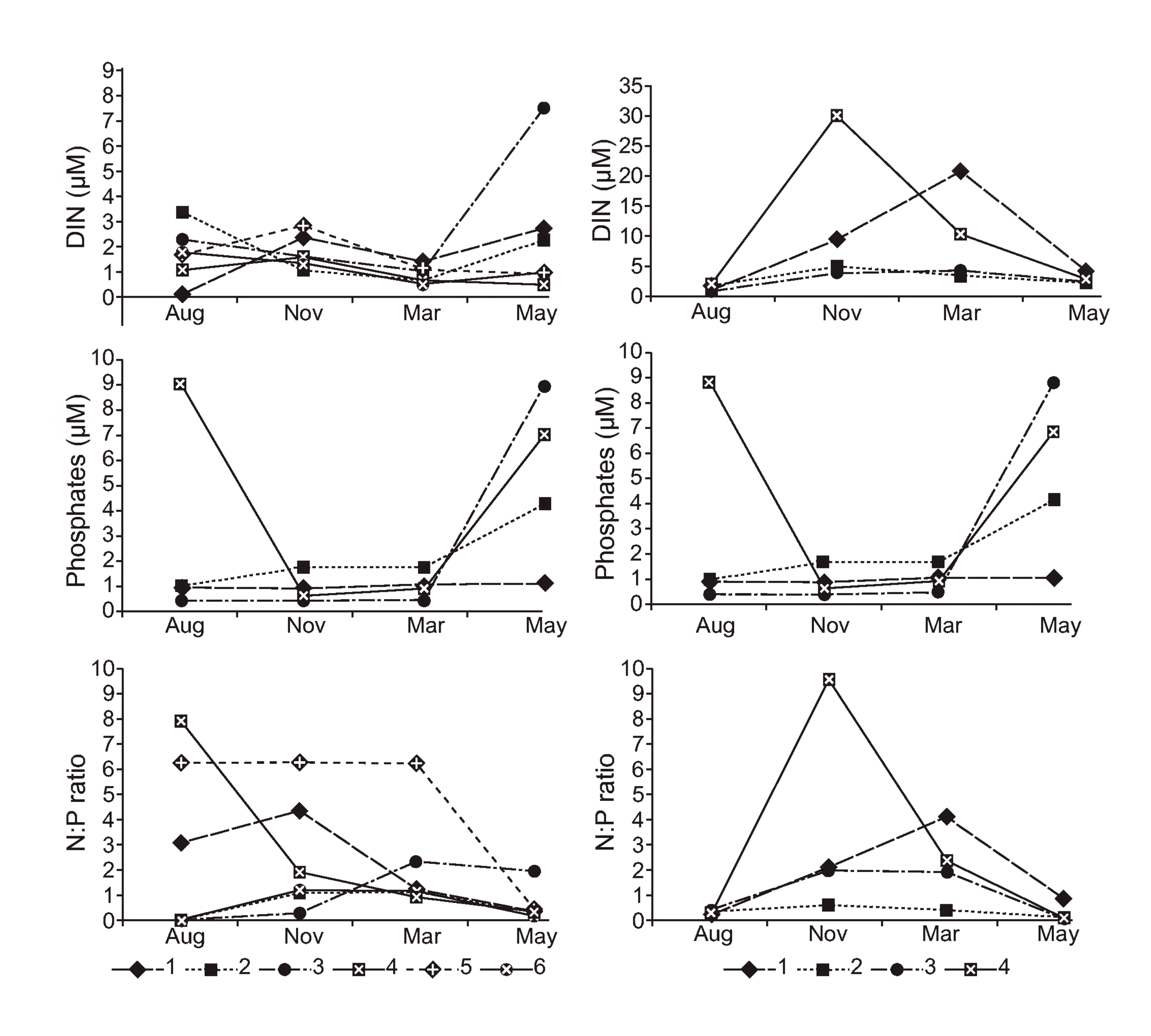


Fig. 5. Annual variability of some nutrients and N:P ratios in the Chelem lagoon at 6 stations (left) and at Dzilam at 4 stations (right); only one measurement was taken at each station.

Table 2. List of macrophyte species from two studied localities on the northern coast of the Yucatan Peninsula (Dz – Dzilam, Ch – Chelem). Species identifications are given only for the May and August 2008 surveys.

Taxon	Locality, stations
Chlorophyta:	
Acetabularia crenulata J. V. Lamour.	Ch: 1, 2, 3; Dz: 1, 2
Acicularia sp.	Ch: 2
Avrainvillea longicaulis (Kütz.) G. Murray et Boodle f. *laxa* D. S. Littler et M. M. Littler	Dz: 1, 3, 4
Batophora occidentalis Harvey	Ch: 1, 2, 3, 4
Batophora oerstedtii J. Agardh	Ch: 1, 2, 4
Caulerpa ashmeadii Harvey	Ch: 1; Dz: 2, 3, 4
Caulerpa cupressoides (Vahl) C. Agardh var. *cupressoides*	Dz: 1, 4
Caulerpa paspaloides (Bory) Greville var. *compressa* (Weber-van Bosse) Howe	Dz: 1, 3
Caulerpa prolifera (Forsskål) J. V. Lamour.	Ch: 1; Dz: 1, 2, 4
Caulerpa racemosa (Forsskål) J. Agardh	Dz: 2, 3
Caulerpa sertularioides (J. F. Gmelin) Howe	Ch: 6; Dz: 1, 2, 3
Chaetomorpha linum (O. F. Müller) Kütz.	Dz: 4
Enteromorpha sp.	Ch: 4, 5
Halimeda incrassata (Ellis et Solander) J. V. Lamour.	Ch: 1, 2, 3, 4, 6; Dz: 1, 2, 3, 4
Penicillus capitatus Lamarck	Dz: 1, 4
Penicillus dumetosus (J. V. Lamour.) Blainville	Ch: 2; Dz: 4
Penicillus lamourouxii Decaisne var. *gracilis* A. Gepp et E. Gepp	Dz: 4
Penicillus pyriformis A. Gepp et E. Gepp	Ch: 2; Dz: 1, 4
Udotea caribaea D. S. Littler et M. M. Littler	Dz: 3
Udotea dixonii D. S. Littler et M. M. Littler	Ch: 3
Udotea flabellum (Ellis et Solander) J. V. Lamour.	Ch: 6; Dz: 1, 2, 3, 4
Udotea occidentalis A. Gepp et E. Gepp	Ch: 1, 2, 6
Udotea spinulosa Howe	Dz: 1, 3
Rhodophyta:	
Bryothamnion seafortii (Turner) Kütz.	Dz: 1; Ch: 3
Ceramium sp.	Dz: 1
Chondria spp.	Dz: 1
Digenia simplex (Wulfen) C. Agardh	Dz: 2

Table 2. Continuation.

Taxon	Locality, stations
Euchema isiforme (C. Agardh) J. Agardh	Dz: 1, 2, 3
Gracilaria sp.	Ch: 2, 3, 6; Dz: 2, 3
Heterosiphonia gibbesii (Harvey) Falkenberg	Dz: 2
Jania cubensis Montagne ex Kütz.	Ch: 3
Laurencia spp.	Ch: 1, 3; Dz: 1, 2
Phaeophyta:	
Dictyota dichotoma (Hudson) J. V. Lamour.	Dz: 2
Angiospermae:	
Halodule wrightii Ascherson	Ch: 1, 2, 3, 4, 5, 6; Dz: 1, 3
Ruppia maritima L.	Ch: 1, 2, 3, 4, 5, 6; Dz: 1, 3
Syringodium filiforme Kütz.	Dz: 3
Thalassia testudinum Banks ex König	Dz: 1, 2, 3, 4

algae were the most diverse in both species and generic richness and abundance. Seagrass beds, although sometimes monospecific, were frequently composed of two or three species mentioned in Table 2, but never *Ruppia maritima*. The macrophytes were usually covered with abundant fine sediment or detrital particles that were easily detached during sampling. A thick layer of detritus, up to 30 cm, was observed at St. 5 and 6 in Chelem and at St. 4 in Dzilam. Both localities are influenced by fringe mangrove forests characteristic of low energy shorelines in the tropical zone.

Species composition of dinoflagellates

Twenty dinoflagellate species from 12 genera were found, including a number of *Prorocentrum* spp. not identified to the species level (Fig. 6, Table 3). The genus *Prorocentrum* Ehrenb. was represented by the largest number of species compared to the other genera. Two taxa were preliminarily identified as *Pileidinium* sp. and *Togula* sp.

Dinoflagellate abundances

The minimum and the maximum values of dinoflagellate abundance in cells per gram of substrate wet weight (WW) at the same station varied markedly with

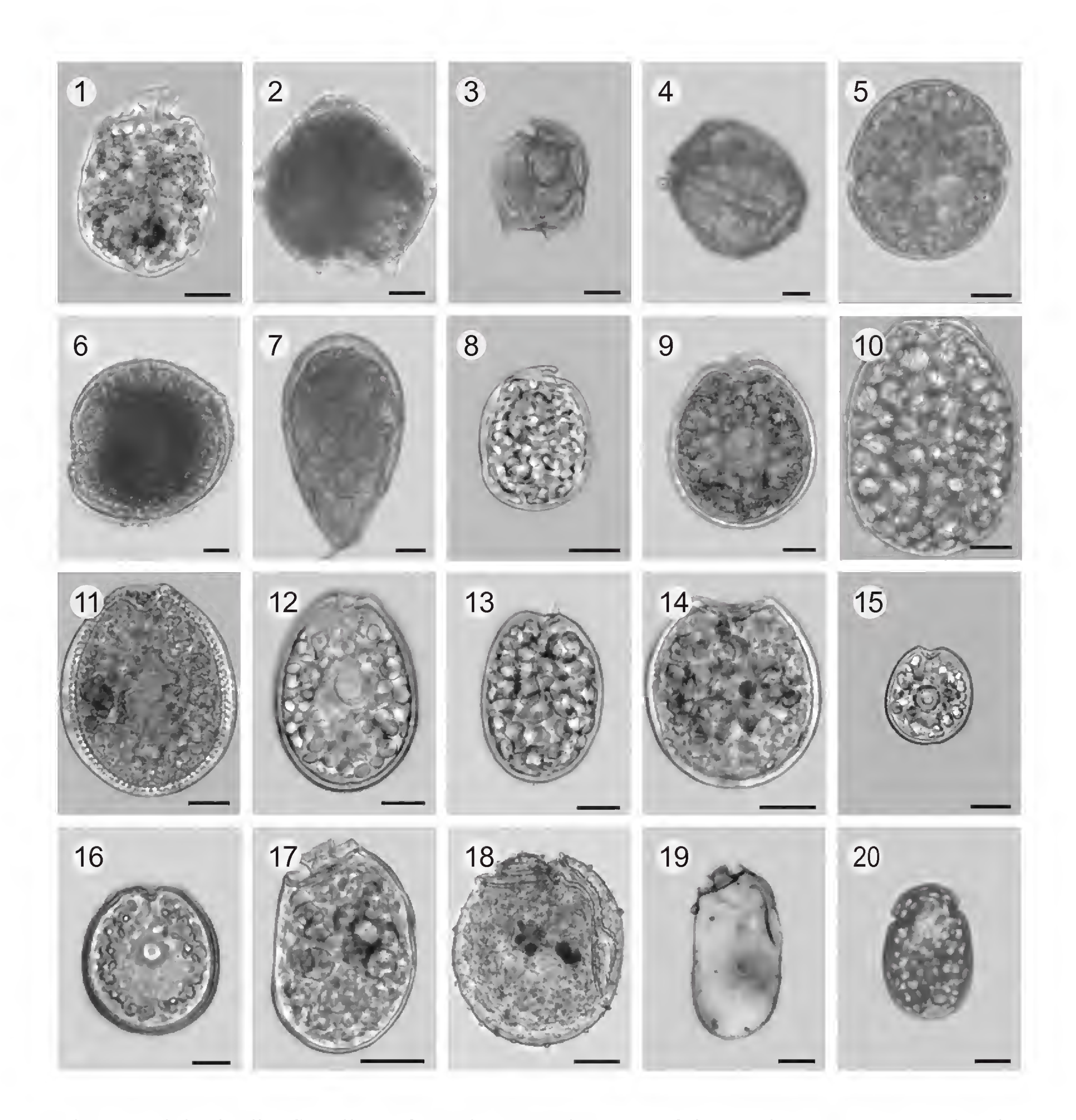


Fig. 6. Epiphytic dinoflagellates from the coastal waters of the northern Yucatan Peninsula: (1) *Amphidinium* cf. *carterae*, (2) *Bysmatrum caponii*, (3) *Cabra* cf. *aremonica,* (4) *Coolia monotis*, (5) *Durinskia capensis*, (6) *Gambierdiscus caribaeus,* (7) *Ostreopsis heptagona*, (8) *Plagiodinium belizeanum*, (9) *Prorocentrum concavum*, (10) *Prorocentrum foraminosum*, (11) *Prorocentrum hoffmanianum*, (12) *Prorocentrum lima*, (13) *Prorocentrum rhathymum,* (14) *Prorocentrum sculptile*, (15) *Prorocentrum* cf. *sipadanensis*, (16) *Prorocentrum* sp., (17) *Sinophysis ebriola*, (18) *Sinophysis microcephala*, (19) *Sinophysis stenosoma*, (20) ?*Togula* sp. Scale bars = 10 µm.

Table 3. Epiphytic dinoflagellate species from two studied localities on the northern coast of the Yucatan Peninsula. Dominant species are marked with an asterisk. Data on the toxicity were taken from published literature. CFP: ciguatera shellfish poisoning; DSP: diarrheic shellfish poisoning; DTX1: dinophysistoxin-1; DTX2: dinophysistoxin-2; FAT: fast-acting toxins; OA: okadaic acid; a question mark in parentheses indicates doubtful identification to the generic level.

Taxon	Toxicity
**Amphidinium* cf. *carterae* Hulburt	Produces hemolysins and ichthyotoxins
**Bysmatrum caponii* (Horiguchi et Pienaar) Faust et Steidinger	Not toxic
Cabra cf. *aremonica* Chomérat, Couté et Nézan	Not toxic
Coolia monotis Meunier	Produces cooliatoxin which is ichthyotoxic
Durinskia capensis Pienaar, Sakai et Horiguchi	Not toxic
Gambierdiscus caribaeus Vandersea, Litaker, Faust, Kibler, Holland et Tester	Not known as toxic
Ostreopsis heptagona Norris, Bomber et Balech	Toxic to mice
(?)*Pileidinium* sp.	Not toxic
Plagiodinium belizeanum Faust et Balech	Not toxic
Prorocentrum concavum Fukuyo	Produces OA and ichthyotoxin; causes DSP
Prorocentrum foraminosum Faust	Not toxic
Prorocentrum hoffmanianum Faust	Produces OA and FAT
Prorocentrum lima (Ehrenb.) Dodge	Produces OA, DTX1, DTX2, prorocentrolides and FAT; causes CFP and DSP
**Prorocentrum rhathymum* Loeblich III, Sherley et Schmidt	Toxic?
Prorocentrum sculptile Faust	Not toxic
Prorocentrum cf. *sipadanensis* Mohammad-Noor, Daugbjerg et Moestrup	Unknown
Prorocentrum spp., benthic	Some of them produce OA and prorocentrolides; cause DSP
Sinophysis ebriola (Herdman) Balech	Not toxic
Sinophysis microcephala Nie et Wang	Not toxic
Sinophysis stenosoma Hoppenrath	Not toxic
(?)*Togula* Flø Jørgensen, S. Murray et Daugbjerg	Not toxic

substrate, the factor between these values ranging from 1.2 to 144.4 (32.1±41.2) in Chelem and from 2.2 to 131.8 (29.8±39.9) in Dzilam. At most stations (St. 1, 2, 5 and 6 in Chelem and St. 1, 2 and 3 in Dzilam), the epiphytic dinoflagellate assemblage did not show any noticeable seasonal variation in total abundance, with fewer than 7.00×10^3 cells g^{-1} WW (Figs. 7 and 8). *Prorocentrum rhathymum* was responsible for

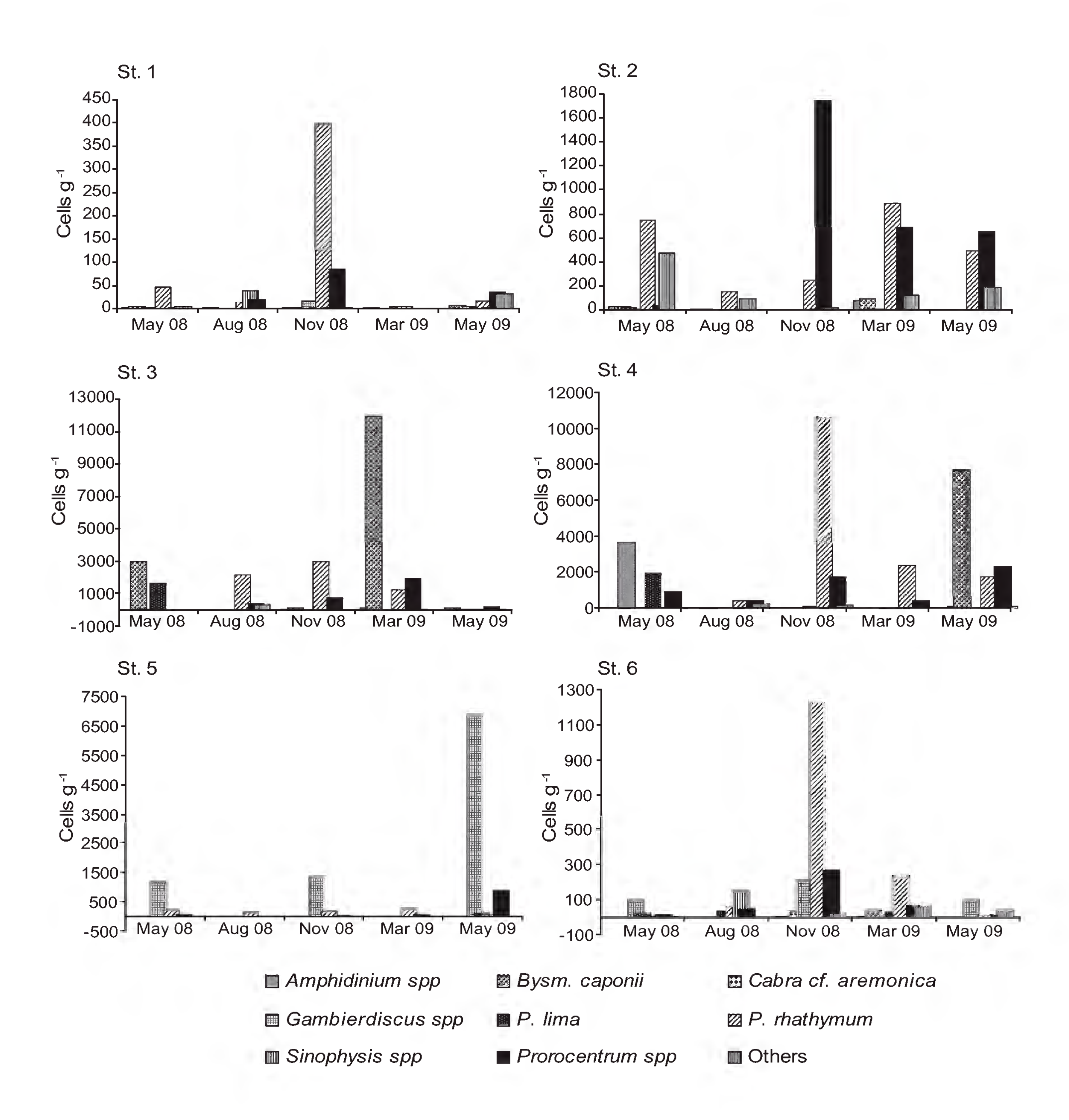


Fig. 7. Seasonal changes in the abundance of epiphytic dinoflagellates in the Chelem lagoon, Yucatan Peninsula, in 2008-2009.

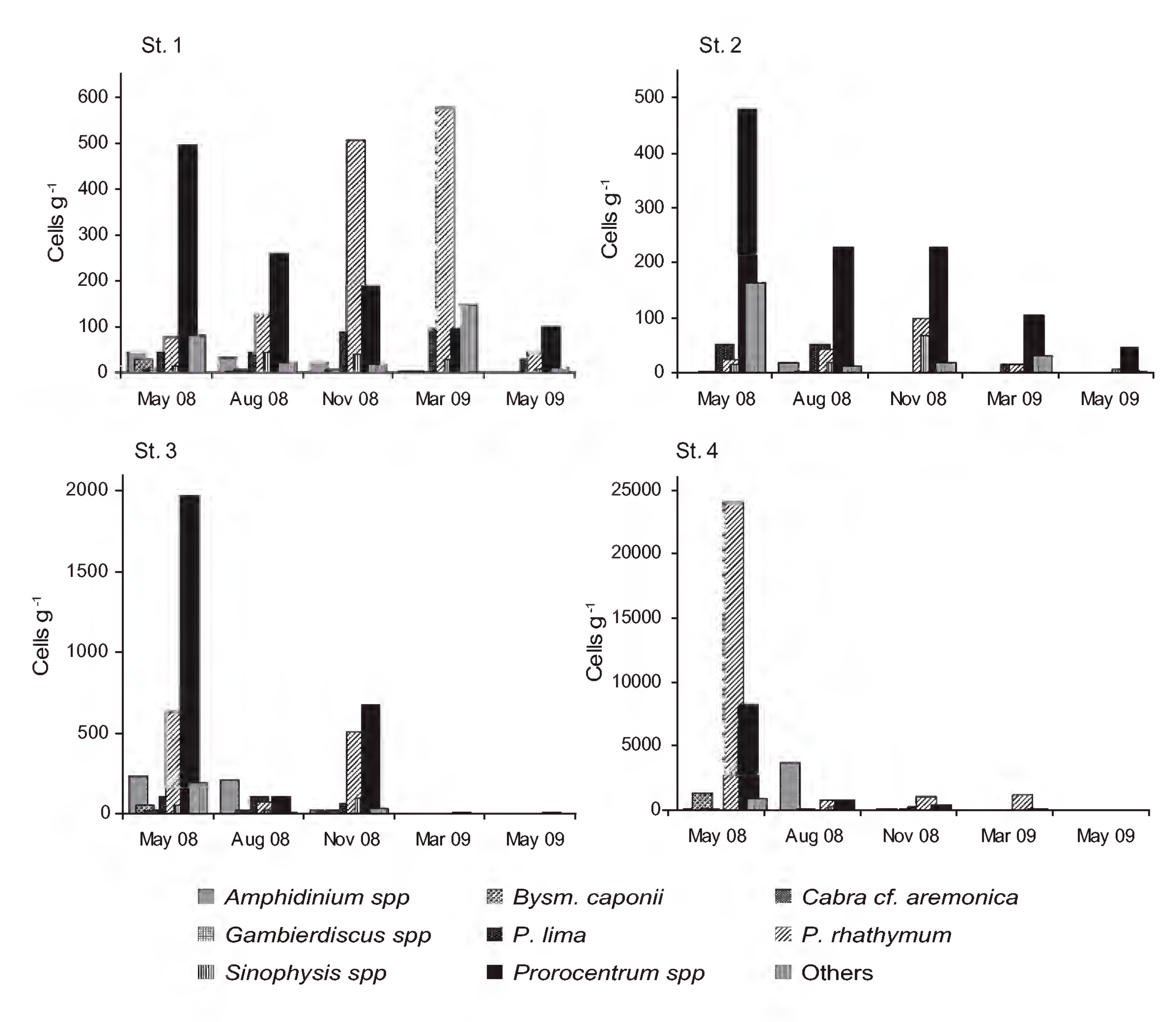


Fig. 8. Seasonal changes in the abundance of epiphytic dinoflagellates at Dzilam, Yucatan Peninsula, in 2008-2009.

the peak value at St. 4 in Chelem in November ($1.07 x 10^4$ cells g^{-1} WW; it was also the dominant species at St. 1 and 6) and at St. 4 in Dzilam in May 2008 ($2.41 x 10^4$ cells g^{-1} WW; Fig. 8). *Bysmatrum caponii* accounted for the peak values at St. 3 in March ($1.19 x 10^4$ cells g^{-1} WW) and at St. 4 in May 2009 ($7.73 x 10^4$ cells g^{-1} WW), both in Chelem (Fig. 7). *Amphidinium* cf. *carterae* reached the highest population density in August at St. 4 in Dzilam ($3.69 x 10^3$ cells g^{-1} WW) and in May 2008 at St. 4 in Chelem ($3.67 x 10^3$ cells g^{-1} WW). At St. 2 and 4 in Chelem, *Prorocentrum* spp. (but not *P. rhathymum*) reached the highest abundance in November (up to $1.77 x 10^3$ cells g^{-1} WW; Fig. 7). A great similarity in the annual dynamics of the species composition was observed between stations only twice: between St. 1 and 6 in Chelem and between St. 2 and 3 in Dzilam, although the abundances differed by factor of 3 to 4

(Fig. 8). The epiphytic dinoflagellates usually showed one peak of total abundance although sometimes two peaks occurred (St. 4 in Chelem and St. 3 in Dzilam). Dinoflagellate abundance dynamics averaged from all the samples of a given survey differed noticeably between Chelem and Dzilam (Fig. 9). Among all the dinoflagellate species, only two, *P. rhathymum* and *B. caponii,* may be considered abundant in general.

In Dzilam, *Gambierdiscus* species were sporadically found only in May and November 2008 and always in low numbers at two stations (St. 1 and 4) situated closer to the coast (Fig. 1). In Chelem, they were present all year round although appearing in only one sample in August 2008. The highest abundances of *Gambierdiscus* cells were encountered in May and November (Table 4). Higher concentrations

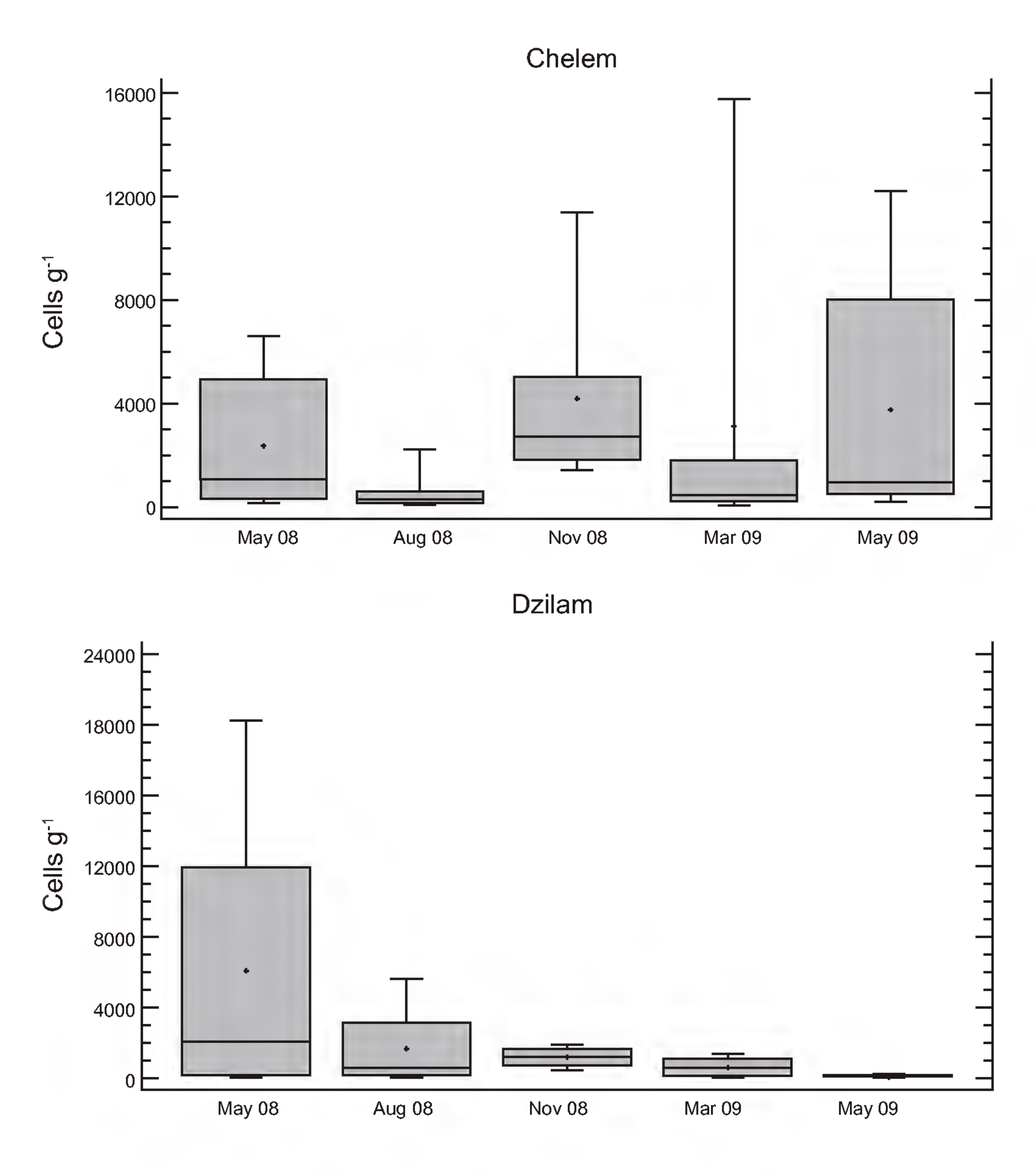


Fig. 9. Seasonal changes in the total abundance of epiphytic dinoflagellates at Chelem and Dzilam, Yucatan Peninsula, in 2008-2009 (whiskers represent the minimum and maximum values, boxes the first and the third quartiles, crosses show the mean, and horizontal lines inside the boxes represent the median).

Table 4. Maximal abundances of *Gambierdiscus* spp. found on the northern Yucatan coast in 2008-2009 (in cells g^{-1} substrate wet weight).

Substrate	Month, year	Locality	Station	Cells g^{-1}	Temperature (°C)
Hydroid	May-09	Chelem	5	9988	29.2
Halodule wrightii	Nov-08	Chelem	5	3962	25.5
Halodule wrightii	May-08	Chelem	5	1733	30.2
Batophora oerstedii and *B. occidentalis*	Nov-08	Chelem	6	1255	24.5
Enteromorpha spp.	May-08	Chelem	5	647	29.2
Halodule wrightii	Nov-08	Dzilam	4	532	26.5
Rhodophyta gen. sp.	Nov-08	Chelem	4	425	26.0
Gracilaria sp.	May-08	Chelem	6	318	30.3
Caulerpa paspaloides	Nov-08	Chelem	1	224	25.2

were found in Yucatan waters at temperatures of 24.5-30.2 °C. In the study region, *G. caribaeus* was the most common species, which was confirmed by numerous electron micrographs.

Species of the genera *Ostreopsis* Schmidt, (?)*Pileidinium* Tamura et Horiguchi, *Plagiodinium* Faust et Balech, S. Murray et Daugbjerg, *Cabra* S. Murray et Patterson, *Durinskia* Carty et Cox, *Coolia* Meunier, (?)*Togula* Flø Jørgensen, S. Murray et Daugbjerg and *Sinophysis* Nie et Wang were never abundant, although *Coolia monotis* and *Sinophysis microcephala* were found in the majority of samples, the former being more common and the latter always being rare. Among the genera mentioned above, *Ostreopsis* species were the scarcest, only being observed twice. Some species were identified tentatively, especially some small-sized thecate species and some *Prorocentrum* spp. which can only be distinguished by a thorough examination of the periflagellar area using SEM.

Statistical correlations

A principal component analysis based on physical-chemical characteristics, Chl-*a* and epiphytic dinoflagellate population densities indicated that Chelem lagoon is more homogenous than Dzilam (Fig. 10). The same analysis showed that hydrometeorological seasonal changes (referred to as northerly winds, dry season and rain season) largely determine species composition of epiphytic dinoflagellates in these systems (Fig. 11). Cluster analysis further confirmed that Chelem lagoon

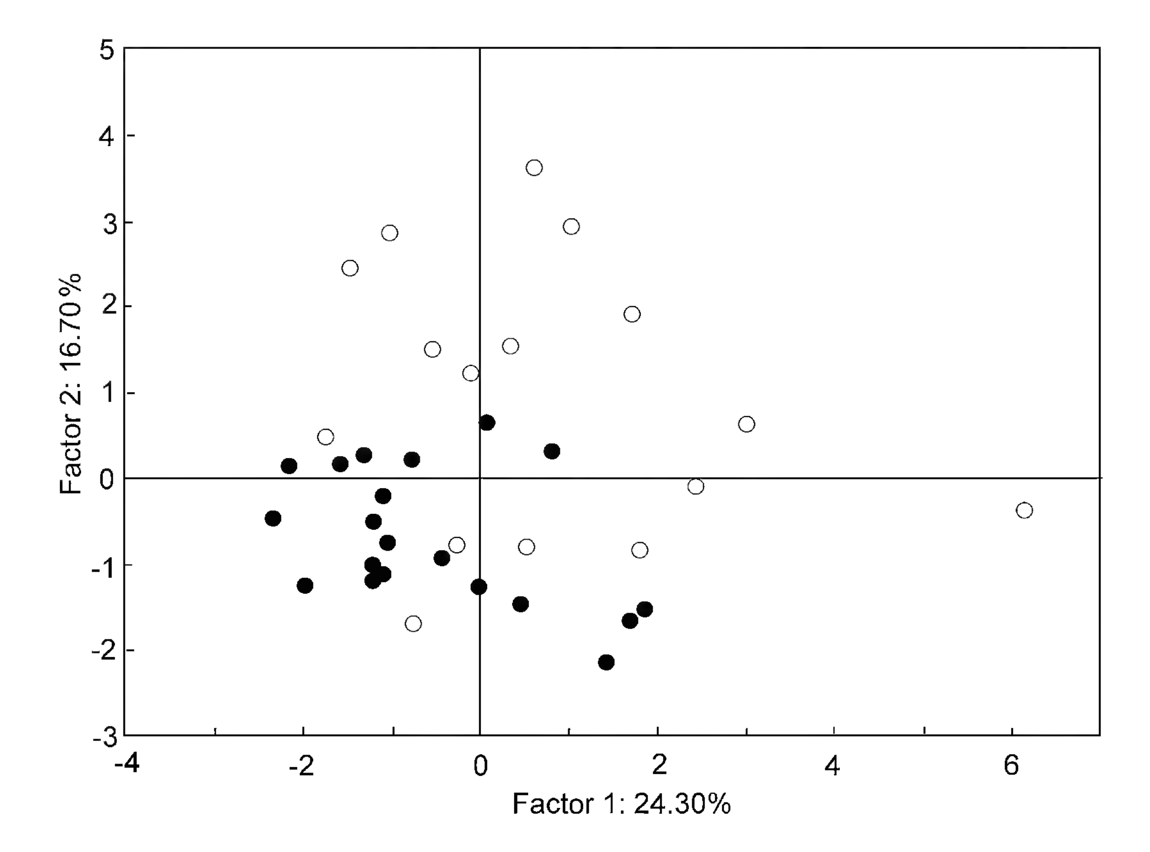


Fig. 10. The principal component analysis based on physical-chemical characteristics (temperature, salinity, DO, site depth, nitrates, nitrites, ammonium, SRP, SRSi and urea), chlorophyll-*a* and population density of epiphytic dinoflagellates, indicating that the Chelem lagoon (filled circles) is more homogenous compared to Dzilam (empty circles).

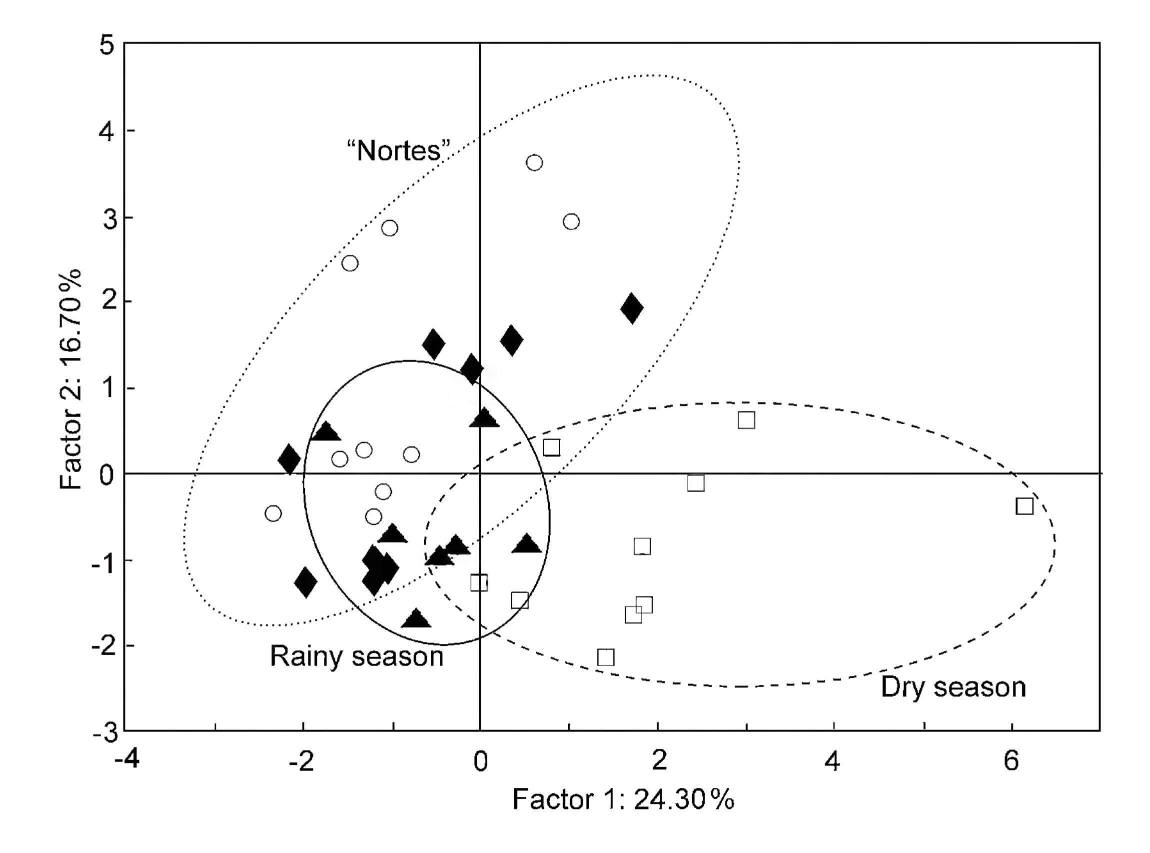


Fig. 11. The principal component analysis showing that seasonality (referred to as northerly winds, dry season and rainy season) may determine changes in species composition of epiphytic dinoflagellates. Filled triangles indicate data collected in August 2008, empty circles – November 2008, filled diamonds – March 2009, and empty squares – May 2009.

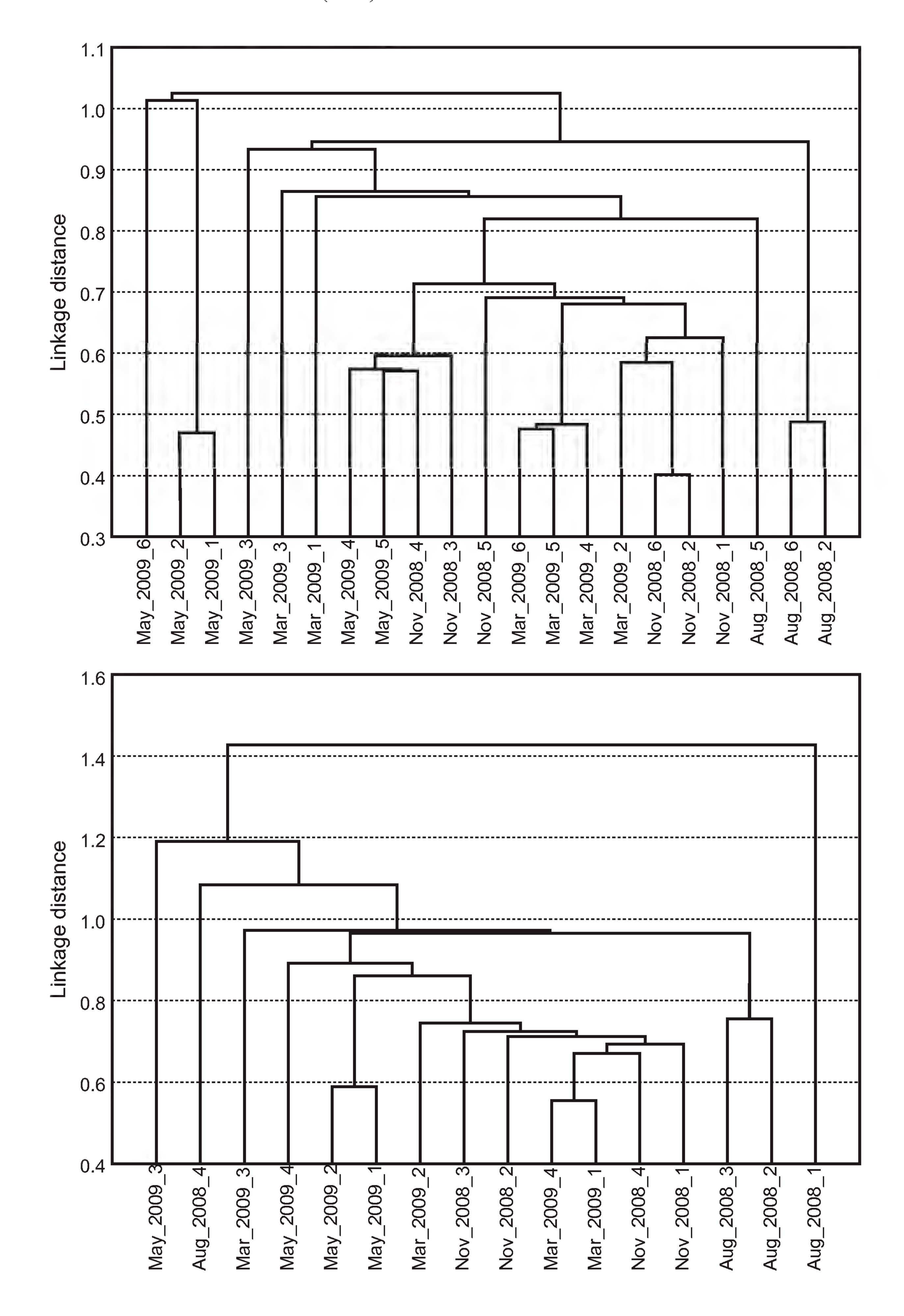


Fig. 12. Cluster analysis indicating that the Chelem lagoon (top; St. 1 to 6) is a system of minor variability of physical-chemical characteristics both spatially and temporally, and Dzilam (bottom; St. 1 to 4) is a more heterogeneous system.

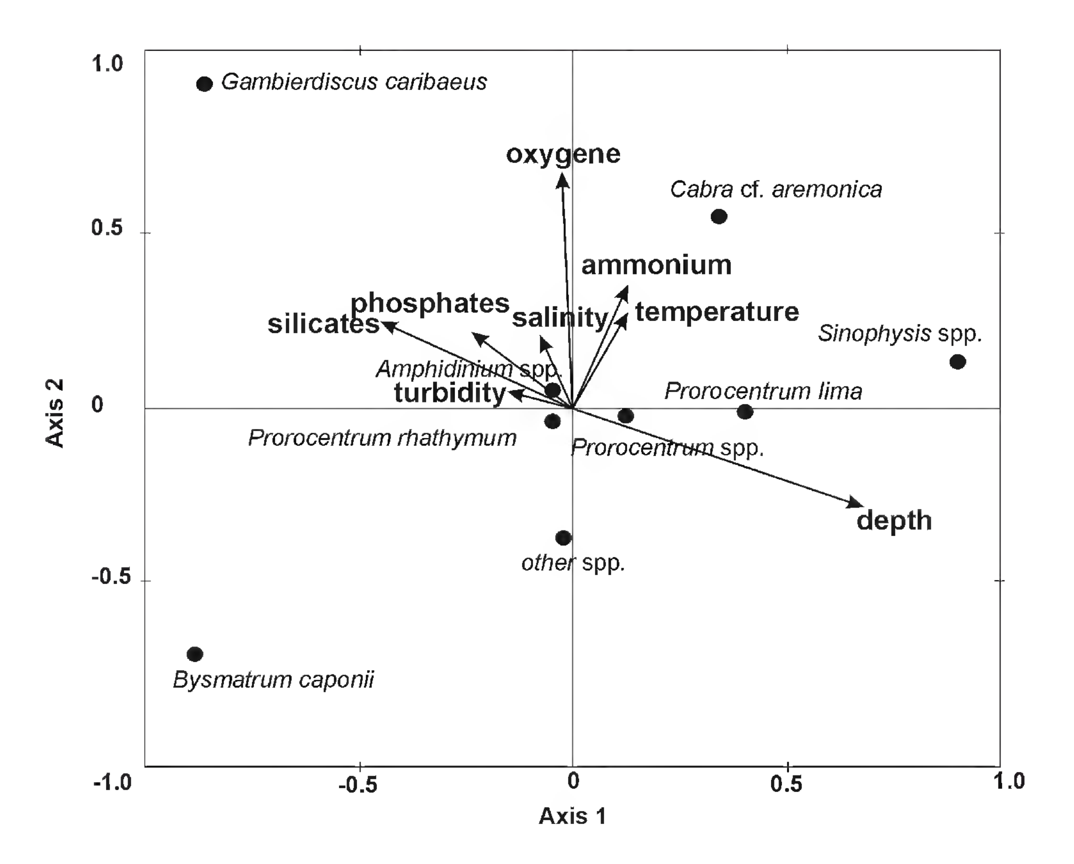


Fig. 13. Canonical correspondence analysis showing relationships between various species of epiphytic dinoflagellates and environmental parameters (axis 1 = 37.5%, axis 2 = 26.9% of total variance) and revealing preferences of individual epiphytic dinoflagellate species for physical-chemical conditions within the registered ranges in both localities, Chelem and Dzilam.

experiences smaller spatial and temporal variability in physical-chemical characteristics than Dzilam (Fig. 12).

Canonical correspondence analysis showed relationships between various species of epiphytic dinoflagellates and environmental parameters (Montecarlo tests: first canonical axis F-ratio = 4.98, P = 0.027; all canonical axes F- ratio = 2.26, P = 0.001) (Fig. 13). *Gambierdiscus* spp. and *Bysmatrum caponii* are the species with the strongest response to environmental conditions. *Gambierdiscus* spp. are associated with high nutrient concentrations, high turbidity and salinity, and shallow water. *Prorocentrum rhathymum* prefers low nutrient concentrations, low turbidity and temperature, and shallow water. *Prorocentrum lima* abundance is correlated with high ammonium concentrations and medium temperature but low turbidity and medium depth. *Amphidinium* cf. *carterae* is associated with low nutrient concentrations, turbidity, temperature and depth. *Bysmatrum caponii* is associated with high nutrient concentrations except for ammonium, low turbidity, salinity, DO and temperature, and shallow water. *Sinophysis microcephala* is associated with high ammonium concentrations and high temperature, but low turbidity and salinity, and

deeper sites. *Cabra* spp. are associated with high nitrogen-nutrient concentrations, temperature and salinity, and medium phosphate concentrations, and low turbidity and shallow sites. Abundances of *Prorocentrum rhathymum* and *Amphidinium* cf. *carterae* are not correlated with the gradients of environmental parameters studied.

DISCUSSION

Physical-chemical conditions

In general, the ranges of physical-chemical characteristics were similar in both studied localities. Only a few parameters such as DIN varied more at Dzilam than at Chelem, due to the higher nitrate and urea concentrations. Salinity was higher in Chelem than in Dzilam, probably due to higher evaporation in the lagoon (Fig. 2). Monthly precipitation had a seasonal pattern, with higher values from June through October, except for July in Dzilam. However, the salinity did not reflect this; moreover, May 2008 and May 2009 differed markedly. In contrast, the surface water temperature changed in a regular pattern, with the highest values in May-August and the lowest in early March. Changes in turbidity were similar to those in temperature, although within a narrower range. They do not seem to be related to the Chl-*a* contents in the water column, so the suspended detritus characteristic of both localities is likely responsible for the changes in turbidity.

DO concentrations were lower from May to August 2008 and higher from November through May 2009, with a more rapid increase between August and November that coincided with the increase in wind speed from 2.4-7.3 m s^{-1} in September to 8.2-18.2 m s^{-1} in October, the decrease in water temperature from 29-31 to 25 °C from August to November, and with monthly precipitation from September to November (a very steep drop in Dzilam and a rather slow one in Chelem). Differences in monthly precipitation permit us to distinguish a rainy season (May-June to October) and a dry season (November to April-May). The differences in DO content, which did not show a seasonal pattern, can be explained by changes in wind speed. Enhanced mixing of the water column resulted in higher DO concentrations during times of stronger winds: 3.5-9.4 m s^{-1} in May 2008, 2.4-5.9 m s^{-1} in August, and a range of 8.2 to 30.6 m s^{-1} from October through May 2009. These changes appear to be responsible for the significant difference in DO content between May 2008 and May 2009, as well as for the much lower epiphytic dinoflagellate abundances in May 2009 in the open shore in Dzilam. The latter is probably due to physical displacement of the cells from their host macrophytes.

In the semi-enclosed Chelem lagoon, temporal variation in DO content followed that of Chl-*a* concentration (an indicator of the phytoplankton biomass; Fig. 2, left), suggesting that the former is a good indicator of primary production in this locality. In contrast, in Dzilam this did not occur (Fig. 3, left), providing evidence for more complex relationships between the DO content and physical oceanographic phenomena such as coastal currents, tides and more intense vertical mixing due to the exposed character of the study zone.

In the Chelem lagoon, DIN was relatively high most of the time at almost all the stations (Fig. 4). At Dzilam, the offshore sites (St. 2 and 3) showed lower but still substantial amounts of DIN. The inshore sites (St. 1 and 4), however, received high nutrient inputs from land during the rainy season. Elevated concentrations of nitrates (up to 18.18 μM and 26.56 μM at St. 1 and 4, respectively) were found at the stations closest to the coast. Phosphates were moderately low throughout the year except for May 2009 at both localities and May 2008 at St. 1 at Dzilam. The higher N:P ratio found in Dzilam in November 2008 and March 2009 at St. 1 and 4 was likely due to the proximity of the coast, where a thicker layer of detritus was observed on the seafloor, and to the northerlies that easily resuspend the accumulated detritus in shallow water during this time. At Chelem, the N:P ratios, in general, are comparable with those at Dzilam, and microalgae are N-limited at nearly all the stations except St. 5 in the channel of the lagoon. At Dzilam, the system seems to be P-limited inshore (St. 1 and 4). The conclusions given above are based on a traditional Redfield ratio (N:P = 16:1) interpretation. However, recently published literature (Martiny et al., 2013) provides evidence for the existence of a clear latitudinal gradient in the geographical distribution of the ratio values throughout the oceans and that the ratio is usually 28:1 in the warm nutrient-depleted low-latitude gyres, and 18:1 in warm nutrient-rich upwelling zones. From this point of view, microalgae from the study zone are N-limited with only one exception (the inshore St. 4 at Dzilam in November).

Macrophyte substrates

The northern Yucatan region is characterized by the marked predominance of seagrasses and green algae, especially those belonging to the genus *Caulerpa* J. V. Lamour. and to a lesser extent to the genera *Halimeda* J. V. Lamour., *Penicillus* Lam. and *Udotea* J. V. Lamour. Larger red and brown algae were scarce (except for large masses of *Heterosiphonia gibbesii*). In contrast, the Veracruz reef zone, the only area in the southern Gulf of Mexico where the epiphytic dinoflagellate assemblage has been studied, is distinguished by the prevalence of the green alga *Halimeda opuntia*

(L.) J. V. Lamour. and a greater occurrence of larger red and brown algae (especially of the genera *Galaxaura* J. V. Lamour., *Tricleocarpa* Huisman et Borowitzka, *Acanthophora* J. V. Lamour., *Dictyota* J. V. Lamour., and *Padina* Adanson, as well as turf *Hypnea* spp. covering hermatypic corals). Evidently, big coral heads and coral rubble in Veracruz are responsible for a very peculiar marinescape, also offering a solid surface so that macroalgae, especially the red and brown algae, can attach to it and grow. According to our observations in Yucatan waters, green algae from the genera *Caulerpa, Udotea, Penicillus* and *Avrainvillea* Decaisne and the common species *Halimeda incrassata* do not need a solid surface and grow in sand. Many of them have a large submerged bulbous siphonous holdfast with adhering sand particles, or even a well-developed rizomatous portion of a thallus as in *Avrainvillea longicaulis* f. *laxa*. In contrast, *Acetabularia* spp. and *Batophora* spp. in the study area obligatorily grow attached to mangrove roots and fallen tree branches, wooden piers, submerged dead gorgonian corals and to some typical elements of the anthropogenic marinescape such as plastic bags and buckets, glass bottles and automobile tires.

Species composition and abundances of dinoflagellates

Species composition of epiphytic dinoflagellates in the study area was typical in terms of the prevalence of *Prorocentrum* spp. Several species occur in shallow subtropical waters and mangrove lagoons (Carlson & Tindall, 1985; Mitchell, 1985; Faust, 1996, 2004; Tindall & Morton, 1998; Turquet et al., 2001; Faust et al., 2005). The contribution of *Prorocentrum* to the epiphytic dinoflagellate assemblage was important at nearly all the sampled stations. The high abundance of *Prorocentrum rhathymum* observed at five stations (St. 1, 3 and 6 in Chelem and St. 1 and 4 in Dzilam), which to a greater extent determined the annual dynamics of the whole assemblage, has not been previously reported in the literature. However, there is a report of a maximum population density of $1.52x10^6$ *P. mexicana* cells g^{-1} macroalgae fresh weight (Carlson & Tindall, 1985); this could have been a mistakenly identified *P. rhathymum*. Based on the Dzilam samples, this species clearly showed a preference for a proximity to the coast (Fig. 8). Another species, *Bysmatrum caponii*, also contributed significantly to the epiphytic assemblage but locally, only at St. 3 and 4 in Chelem (Fig. 7), where it was sometimes dominant (with a maximum abundance of $1.20x10^4$ cells g^{-1} WW at St. 3 in Chelem). This is the first record of such a high abundance of *B. caponii*. This dinoflagellate species is known to form blooms in the water column in coral-reef mangrove lagoons in Belize, reaching $1.85x10^2$ cells l^{-1} (Faust et al., 2005).

The maximum total abundance of epiphytic dinoflagellates was almost the same in Yucatan and Veracruz, reaching $2.6x10^4$ and $3.2x10^4$ cells g^{-1} WW, respectively, in both locations in May, at the station nearest to the coast (Fig. 8; Okolodkov et al., 2007: Fig. 7B). In comparing these two regions in the southern Gulf of Mexico, it is interesting to note that *Prorocentrum lima* dominates the epiphytic dinoflagellate assemblage in Veracruz and *P. rhathymum* in Yucatan. Unlike in Veracruz, in Yucatan *Coolia monotis* is not as numerically important, although it also occurs frequently. Similarly, *Ostreopsis* spp. are much more abundant in Veracruz.

Toxic dinoflagellate risk assessment

Gambierdiscus spp. clearly showed a preference for the lagoon in Chelem (Table 4), although the shallow-water coastal environment near mangroves in Dzilam characterized by stronger wave action also seemed to favour their appearance. At Johnston Atoll in the Pacific Ocean, the abundance of *Gambierdiscus* spp. was negatively correlated with water motion (Richlen & Lobel, 2011). The absence of *Gambierdiscus* cells in early March 2009 at Dzilam and very low concentrations (only up to 17 cells g^{-1} WW) at Chelem can be explained by comparatively low water temperatures (20.5-22.7 °C). Curiously, the absence of *Gambierdiscus* spp. in early March samples at Dzilam coincides with the minimal recorded residual nitrate, nitrite and ammonium concentrations. In general, the distribution of abundance of *Gambierdiscus* spp. in the two study areas was very heterogeneous; the same was observed at Johnston Atoll, where *Gambierdiscus* spp. reached $4.00x10^2$ cells g^{-1} WW (Richlen & Lobel, 2011). The maximum population densities observed in Yucatan waters were comparable to maxima reported for *Gambierdiscus* spp. from the western Caribbean (Morton & Faust, 1997; up to $4.00x10^3$ cells g^{-1} dry weight macroalgae), Tahiti, French Polynesia (Chinain et al., 1999; up to $5.00x10^3$ cells g^{-1} WW), and Hawaii (Parsons & Preskitt, 2007; up to $1.15x10^3$ cells g^{-1} WW), and were much lower compared to the highest concentrations observed in other tropical sites. Yasumoto et al. (1980) found $3.18x10^5$ cells g^{-1} WW in Gambier Island, French Polynesia, Carlson and Tindall (1985) reported $7.58x10^4$ cells g^{-1} WW from the Virgin Islands, East Caribbean, and Turquet et al. (2001) found $6.05x10^4$ cells g^{-1} WW in the Comoros archipelago, SW Indian Ocean. Elevated concentrations of *Gambierdiscus* spp. were encountered in Yucatan at the beginning of the hot and rainy season, and later, at temperatures of 24.5-32 °C, which are higher than those reported by other authors for *G. "toxicus"*. Litaker et al. (2010), who reviewed the ecophysiological preferences of *Gambierdiscus* spp., concluded that they prefer the habitats where annual water temperatures range from 21 to 31 °C, with an optimum

between 25 and 29 °C. According to Kibler et al. (2012), who examined cultures of eight *Gambierdiscus* spp. from North Carolina and Hawaii, USA, and Belize, depending on the species, the range of the maximal growth varied between 26.5 °C and 31.1 °C. Because of various temperature tolerances exhibited by different *Gambierdiscus* spp., seasonal patterns of the abundance dynamics may be complicated (Parsons et al., 2012). *Gambierdiscus caribaeus* (the most abundant species of this genus that we found in Yucatan samples) growth was limited at temperatures below 26 °C and above 29-31 °C (Parsons et al., 2010; Kibler et al., 2012). This species is prevalent in the summer months in Florida waters (Parsons et al., 2012). Gillespie et al. (1985) found a peak in population density that corresponded to water temperatures lower than 22 °C in Queensland, NE Australia. While Carlson and Tindall (1985) found that precipitation corresponded to an increase in abundance of *G. "toxicus"*, in our study the high population densities are definitely not characteristic of the rainy season; the highest concentrations were in May and November (Table 4). These results match well with those presented by Kibler et al. (2012), who found that the salinity range of the maximal growth of eight *Gambierdiscus* spp. occurred between 24.7 and 35, although they showed tolerance both to lower (<14 to 20.9) and higher (41) salinities.

The most striking difference between the epiphytic dinoflagellate assemblages of the northern Yucatan Peninsula and that in the coral-reef zone in Veracruz (Okolodkov et al., 2007) is the almost complete absence of the genus *Ostreopsis* J. Schmidt. *Ostreopsis* species are usually a common component of the epiphytic assemblage in tropical and subtropical waters (Bomber et al., 1985, 1988; Carlson & Tindall, 1985; Gillespie et al., 1985; Ballantine et al., 1988; Quod, 1994; Faust, 1996, 2004; Faust et al., 1996, 2005; Tindall & Morton, 1998; Rhodes et al., 2000; Turquet et al., 2001; Lenoir et al., 2004; Shears & Ross, 2009; Kim et al., 2011), including the Mediterranean Sea (Tognetto et al., 1995; Vila et al., 2001; Aligizaki & Nikolaidis, 2006; Totti et al., 2010). This fact may be explained by the preference of *Ostreopsis* species for a particular substrate. Furthermore, it was shown that *Ostreopsis* species in general are characteristic of high energy reef sites, being positively correlated with water motion (Richlen & Lobel, 2011).

The studied localities in the northern Yucatan waters can be considered a ciguateric region with a high risk of human poisoning by consumption of carnivorous fish or herbivorous gastropods, especially in Chelem area. In April 2010, a dozen people were reported to have been poisoned by eating the great barracuda, *Sphyraena barracuda* (Walbaum), supposedly caught in the Chuburna region (located 11.3 km from Chelem), according to information from the Secretary of Public

Health in Yucatan (Pilar E. Granja-Pérez, Duly M. Marrufo-Estrada, pers. comm.). On 9 April 2010, in the "Lucas de Gálvez" market in Mérida, toxic fried barracuda was suspected. Raw and fried fish and human urea samples from 11 patients were tested the next day by the mouse bioassay technique; samples from eight patients were positive for ciguatera-related biotoxins, and the rest were negative. Whether the barracudas are a part of a local population or they came from the Caribbean where they are more abundant, it is obvious that the causative agent of ciguatera may reach high abundances in the northern waters of Yucatan. Consumption of the molluscs *Melongena corona bispinosa* (Philippi) and *M. melongena* (L.) (Gastropoda: Melongenidae) is probably the main threat at present both for local inhabitants and tourists. Although there is a permanent closed season for these gastropods, 256 tons are extracted annually from the lagoon (Patiño-Suárez et al., 2003). Additional monitoring of epiphytic assemblages along the coasts of the state of Quintana Roo (the Caribbean Sea) in June and the state of Yucatan (the Gulf of Mexico) in August, from El Cuyo to Celestun, demonstrated the presence of *Gambierdiscus* spp. in the Caribbean samples taken at Xcalac and Puerto Morelos and in the eastern sector of the northern Yucatan coast, between El Cuyo and Dzilam, but not westward on the seaside (Okolodkov, unpubl. data). Thus, at present, Chelem seems to be the westernmost locality where *Gambierdiscus* spp. were found, most likely due to specific hydrochemical and biological conditions of abundant submerged vegetation and high nutrients. However, the problem of a causative agent of ciguatera in Yucatan waters in 2010 still remains. A weekly monitoring is desirable, considering the maximum growth rate of 0.25 to > 0.5 division day^{-1} for the fastest growing clones of *Gambierdiscus "toxicus"* (Bomber et al., 1988), between ~0.2 and ~0.4 division day^{-1} for eight *Gambierdiscus* spp. (Kibler et al., 2012), and 0.5 division day^{-1} for *Prorocentrum lima* (Jackson et al., 1993). Despite some deficiencies, our pilot monitoring study has been useful and efficient enough to answer some basic questions, and it can serve as a guide for further studies of the epiphytic dinoflagellate assemblage and ciguatera in the coastal waters of the Yucatan Peninsula.

ACKNOWLEDGEMENTS

We thank Manuel A. González-Salas (Dzilam de Bravo) and Javier Ramírez-Ramírez (CINVESTAV) for logistic support, Iliana Osorio-Moreno (CINVESTAV) for chemical analyses, Isabel Sánchez-Molina (Universidad Autónoma de Yucatán) and Citlalli Galicia-García (ITBoca, Veracruz) for identification of macroalgae, R.

Wayne Litaker (NOS/NOAA, Beaufort, North Carolina, USA) for thorough verification of all the photos with *Gambierdiscus*, Pilar E. Granja-Pérez and Duly M. Marrufo-Estrada (Laboratorio Estatal de Salud Pública de Yucatán, Servicios de Salud de Yucatán) for sharing the information about the ciguatera case, Mindy L. Richlen (Woods Hole Oceanographic Institution, Massachusetts, USA) for help with the literature, Marcia M. Gowing (University of California at Santa Cruz, California, USA) for improving the writing style, Natalia A. Okolodkova and Fernando Aguirre-Bahena (CICIMAR-IPN, La Paz) for technical assistance with illustrations, two anonymous reviewers for their valuable critical comments, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), Mexico, and Gobierno del Estado de Yucatán for financial support to the FOMIX CONACYT-Yucatán project "Análisis de las causas, dispersión y consecuencias ambientales de la marea roja en Yucatán" (No. 108897; 2009-2011) given to JAHS.

LITERATURE CITED

Aligizaki, K. & G. Nikolaidis. 2006. The presence of the potentially toxic genera *Ostreopsis* and *Coolia* (Dinophyceae) in the North Aegean Sea, Greece. Harmful Algae 5: 717-730.

Bagnis, B., J. Bennett, C. Prieur & A. M. Legrand. 1985. The dynamics of three toxic benthic dinoflagellates and the toxicity of ciguateric surgeonfish in French Polynesia. In: Anderson, D. M., A. W. White & D. G. Baden (eds.). Toxic dinoflagellates. Elsevier Science Publishing. New York, USA. pp. 177-182.

Ballantine, D. L., T. R. Tosteson & A. T. Bardales. 1988. Population dynamics and toxicity of natural populations of benthic dinoflagellates in southwestern Puerto Rico. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 119: 201-212.

Bomber, J. W., D. R. Norris & L. E. Mitchell. 1985. Benthic dinoflagellates associated with ciguatera from the Florida Keys. II. Temporal, spatial and substrate heterogeneity of *Prorocentrum lima*. In: Anderson, D. M., A. W. White & D. G. Baden (eds.). Toxic dinoflagellates. Elsevier Science Publishing. New York, USA. pp. 45-50.

Bomber, J. W., R. R. L. Guillard & W. G. Nelson. 1988. Roles of temperature, salinity, and light in seasonality, growth, and toxicity of ciguatera-causing *Gambierdiscus toxicus* Adachi et Fukuyo (Dinophyceae). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 115: 53-65.

Braak, C. J. F. ter & P. Šmilauer. 2002. CANOCO reference manual and CanoDraw for Windows user's guide: software for Canonical Community Ordination (version 4.5). Section on permutation methods. Microcomputer Power, Ithaca, USA. 500 pp.

Carlson, R. D. & D. R. Tindall. 1985. Distribution and periodicity of toxic dinoflagellates in the Virgin Islands. In: Anderson, D. M., A. W. White & D. G. Baden (eds.). Toxic dinoflagellates. Elsevier Science Publishing. New York, USA. pp. 171-176.

Chinain, M., M. Germain, X. Deparis, S. Pauillac & A.-M. Legrand. 1999. Seasonal abundance and toxicity of the dinoflagellate *Gambierdiscus* spp. (Dinophyceae), the causative agent of ciguatera in Tahiti (French Polynesia). Mar. Biol. 135: 259-267.

Faust, M. A. 1996. Dinoflagellates in a mangrove ecosystem, Twin Cays, Belize. Nova Hedw. Beih. 112: 447-460.

Faust, M. A. 2004. The dinoflagellates of Twin Cays, Belize: biodiversity, distribution, and vulnerability. Atoll Res. Bull. 514: 1-20.

Faust, M. A., S. L. Morton & J. P. Quod. 1996. Further SEM study of marine dinoflagellates: the genus *Ostreopsis* (Dinophyceae). J. Phycol. 32: 1053-1065.

Faust, M. A., W. Litaker, M. W. Vandersea, S. R. Kibler & P. A. Tester. 2005. Dinoflagellate diversity and abundance in two Belizean coral-reef mangrove lagoons: a test of Margalef's Mandala. Atoll Res. Bull. 534: 105-131.

Gillespie, N. C., M. J. Holmes, J. B. Burke & J. Doley. 1985. Distribution and periodicity of *Gambierdiscus toxicus* in Queensland, Australia. In: Anderson, D. M., A. W. White & D. G. Baden (eds.). Toxic dinoflagellates. Elsevier Science Publishing. New York, USA. pp. 183-188.

Herrera-Silveira, J. A. 1993. Ecología de los productores primarios en la laguna de Celestún, México. Patrones de variación espacial y temporal. Ph. D. thesis. Universitat de Barcelona, Spain. 233 pp.

Jackson, A. E., J. C. Marr & J. L. McLachlan. 1993. The production of diarrhetic shellfish toxins by an isolate of *Prorocentrum lima* from Nova Scotia, Canada. In: Smayda, T. J. & Y. Shimizu (eds.). Toxic phytoplankton blooms in the sea. Elsevier Scientific Publishing. Amsterdam, The Netherlands. pp. 513-518.

Kibler, S. R., R. W. Litaker, W. C. Holland, M. W. Vandersea & P. A. Tester. 2012. Growth of eight *Gambierdiscus* (Dinophyceae) species: Effects of temperature, salinity and irradiance. Harmful Algae 19: 1-14.

Kim, H. S., W. Yih, J. H. Kim, Myung & G. H. J. Jeong. 2011. Abundance of epiphytic dinoflagellates from coastal waters off Jeju Island, Korea during autumn 2009. Ocean. Sci. J. 46(3): 205-209.

Lenoir, S., L. Ten-Hage, J. Turquet, J.-P. Quod, C. Bernand & M.-C. Hennion. 2004. First evidence of palytoxin analogues from an *Ostreopsis mascarenensis* (Dinophyceae) benthic bloom in the southwestern Indian Ocean. J. Phycol. 40: 1042-1051.

Levasseur, M., J.-I. Couture, A. M. Weise, S. Michaud, M. Elbrächter, G. Sauvé & E. Bonneau. 2003. Pelagic and epiphytic summer distributions of *Prorocentrum lima* and *P. mexicanum* at two mussel farms in the Gulf of St. Lawrence, Canada. Aquat. Microb. Ecol. 30: 283-293.

Litaker, R. W., M. W. Vandersea, M. A. Faust, S. R. Kibler, A. W. Nau, W. C. Holland, M. Chinain, M. J. Holmes & P. A. Tester. 2010. Global distribution of ciguatera causing dinoflagellates in the genus *Gambierdiscus*. Toxicon 56: 711-730.

Martiny, A. C., C. T. A. Pham, F. W. Primeau, J. A. Vrugt, J. K. Moore, S. A. Levin & M. W. Lomas. 2013. Strong latitudinal patterns in the elemental ratios of marine plankton and organic matter. Nature Geoscience 6: 279-283.

Mitchell, L. E. 1985. Ecological studies of benthic dinoflagellates associated with ciguatera in the Florida Keys: the 0-38 micrometer size fraction. M. Sc. Thesis. Department of

Oceanography and Ocean Engineering, Florida Institute of Technology. Melbourne, USA. 46 pp.

Morton, S. L. & M. A. Faust. 1997. Survey of toxic dinoflagellates from the Belizean barrier reef ecosystem. Bull. Mar. Sci. 61(3): 899-906.

Mulvenna, P. F. & G. Savidge. 1992. A modified manual method for the determination of urea in seawater using diacetylmonoxime reagent. Estuar. Coast. Shelf Sci. 34: 429-438.

Okolodkov, Y. B., G. Campos-Bautista, I. Gárate-Lizárraga, J. A. G. González-González, M. Hoppenrath & V. Arenas. 2007. Seasonal changes of benthic and epiphytic dinoflagellates in the Veracruz reef zone, Gulf of Mexico. Aquat. Microb. Ecol. 47(3): 223-237.

Parsons, M. L. & L. B. Preskitt. 2007. A survey of epiphytic dinoflagellates from the coastal waters of the island of Hawai'i. Harmful Algae 6: 658-669.

Parsons, D. L., K. Aligizaki, M.-Y. Dechraoui Bottein, S. Fraga, S. L. Morton, A. Penna & L. Rhodes. 2012. *Gambierdiscus* and *Ostreopsis*: Reassessment of the state of knowledge of their taxonomy, geography, ecophysiology, and toxicology. Harmful Algae 14: 107-129.

Parsons, M. L., C. J. Settelmier & P. K. Bienfang. 2010. A simple model capable of stimulating the population dynamics of *Gambierdiscus*, the benthic dinoflagellate responsible for ciguatera fish poisoning. Harmful Algae 10: 71-80.

Patiño-Suárez, V., A. G. Zamora, M. Tapia-Arjona & D. Aldana. 2003. La nobleza, belleza y *via crucis* del recurso pesquero "chivita" en Yucatán. Ciencia 54(3): 66-72.

Quod, J.-P. 1994. *Ostreopsis mascarenensis* sp. nov. (Dinophyceae), dinoflagellé toxique associé à la ciguatera dans l'océan Indien. Cryptogamie Algol. 15(4): 243-251.

Richards, F. A. & T. F. Thompson. 1952. The estimation and characterization of plankton populations by pigment analyses. II. A spectrophotometric method for the estimation of plankton pigments. J. Mar. Res. 11: 156-172.

Rhodes, L., J. Adamson, T. Suzuki, L. Briggs & I. Garthwaite. 2000. Toxic marine epiphytic dinoflagellates, *Ostreopsis siamensis* and *Coolia monotis* (Dinophyceae), in New Zealand. N. Z. J. Mar. Fresh. Res. 34: 371-383.

Richlen, M. L. & P. S. Lobel. 2011. Effects of depth, habitat, and water motion on the abundance and distribution of ciguatera dinoflagellates at Johnston Atoll, Pacific Ocean. Mar. Ecol. Prog. Ser. 421: 51-66.

Shears, N. T. & P. M. Ross. 2009. Blooms of benthic dinoflagellates of the genus *Ostreopsis*; an increasing and ecologically important phenomenon on temperate reefs in New Zealand and worldwide. Harmful Algae 8: 916-925.

Strickland, J. D. H. & T. R. Parsons. 1972. A practical handbook of seawater analysis. Fisheries Research Board of Canada. Ottawa, Canada. 310 pp.

Tindall, D. R. & S. L. Morton. 1998. Community dynamics and physiology of epiphytic/benthic dinoflagellates associated with ciguatera. In: Anderson, D. M., A. D. Cembella & G. M. Hallegraeff (eds.). Physiological ecology of harmful algal blooms. NATO ASI Series, Series G: Ecological Sciences 41. Springer-Verlag. Berlin, Germany. pp. 293-313.

Tognetto, L., Bellato, S., Moro & I. C. Andreoli. 1995. Occurrence of *Ostreopsis ovata* (Dinophyceae) in the Tyrrhenian Sea during summer 1994. Bot. Mar. 38: 291-295.

Totti, C., S. Accoroni, F. Cerino, E. Cucchiari & T. Romagnoli. 2010. *Ostreopsis ovata* bloom along the Conero Riviera (northern Adriatic Sea): Relationships with environmental conditions and substrata. Harmful Algae 9: 233-239.

Turquet, J., J.-P. Quod, L. Ten-Hage, Y. Dahalani & R. Wendling. 2001. Example of a *Gambierdiscus toxicus* flare-up following the 1998 coral bleaching event in Mayotte Island (Comoros, south-west Indian Ocean). In: Hallegraeff, G. M., S. I. Blackburn, C. J. Bolch & R. J. Lewis (eds.). Harmful algal blooms 2000. Intergovernmental Oceanographic Commission of UNESCO. Paris, France. pp. 50-53.

Vila, M., E. Garcés & M. Masó. 2001. Potentially toxic epiphytic dinoflagellate assemblages on macroalgae in the NW Mediterranean. Aquat. Microb. Ecol. 26: 51-60.

Yasumoto, T., A. Inoue, O. Tadashi, K. Fujimoto, Y. Oshima, Y. Fukuyo, R. Adachi & R. Bagnis. 1980. Environmental studies on a toxic dinoflagellate responsible for ciguatera. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 46: 1397-1404.

Recibido en noviembre de 2012.

Aceptado en noviembre de 2013.



Acta Botanica Mexicana 107: 153-164 (2014)

HECHTIA RUBICUNDA (BROMELIACEAE; HECHTIOIDEAE), UNA NUEVA ESPECIE DE OAXACA, MÉXICO

Ana Rosa López-Ferrari[1,2] y Adolfo Espejo-Serna[1]

[1]Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Iztapalapa, División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Departamento de Biología, Herbario Metropolitano, Apdo. postal 55-535, 09340 México, D.F., México.
[2]Autor para la correspondencia: arlf@xanum.uam.mx

RESUMEN

Se describe e ilustra *Hechtia rubicunda*, nueva especie de la región sureste de Oaxaca, México. El nuevo taxon se compara con *H. caudata* L. B. Sm., *H. fosteriana* L. B. Sm., *H. isthmusiana* Burt-Utley y *H. lanata* L. B. Sm., especies todas descritas con base en material procedente de dicha comarca.

Palabras clave: Bromeliaceae, *Hechtia*, sureste de Oaxaca.

ABSTRACT

Hechtia rubicunda, a new species from southeastern Oaxaca, Mexico is described and illustrated. The new taxon is compared with *H. caudata* L. B. Sm., *H. fosteriana* L. B. Sm., *H. isthmusiana* Burt Utley, and *H. lanata* L. B. Sm., species all described on the basis of material collected in this region.

Key words: Bromeliaceae, *Hechtia*, southeastern Oaxaca.

En el trabajo Bromeliad flora of Oaxaca, Mexico: richness and distribution (Espejo-Serna et al., 2007) enumeramos para dicho estado un total de 20 especies de *Hechtia*, cinco de las cuales en ese momento no se encontraban descritas y por lo tanto carecían de nombre (Espejo-Serna et al., 2007). La que reportamos como *Hechtia* sp. 3 fue descrita recientemente con el nombre de *H. aquamarina* I. Ramírez &

C. F. Jiménez (≡ *H. pueblensis* I. Ramírez & C. F. Jiménez (Ramírez M. and Jiménez Nah, 2012a, b)); la reportada como *Hechtia* sp. 4 corresponde a *H. oaxacana* Burt Utley, Utley & García-Mend. (Burt-Utley et al., 2011), en tanto que las otras permanecen sin describir. Con el propósito de completar adecuadamente el tratamiento del género *Hechtia* para el proyecto de las Bromeliáceas de México, proponemos para una de estas nuevas entidades (*Hechtia* sp. 5), el siguiente nombre:

Hechtia rubicunda López-Ferrari & Espejo, sp. nov. Figs. 1-5

Lithophytic rosulated herbs to 1.5 m high; leaves yellowish red, narrowly triangular, squarrose, sheaths lustrous and dark brown on both surfaces, blades glabrous adaxially, densely appressed lepidote and regularly ribbed abaxially; inflorescence terminal; staminate inflorescences twice branched; pistillate inflorescences once or rarely twice branched; staminate flowers white; pistillate flowers white to rose colored, reflexed in anthesis, petals ascendant in anthesis; filaments in the male flowers 3-3.2 mm long, anthers yellow, ca. 1.5 mm long, with a conspicuous apical acumen; capsules green to pale brown, narrowly ovoid, 1-1.2 cm long, 4-4.5 mm in diameter.

Hierbas rupícolas, arrosetadas, en flor de 1-1.5 m de alto, las rosetas laxas, abiertas, extendidas, de hasta 30 cm de alto y de 50-75 cm de diámetro, acaules, tallos inconspicuos. Hojas 15-30 por roseta, carnosas, escuarrosas, las vainas pardas oscuras y lustrosas en ambas superficies, deprimido-ovadas, de 2.7-3.7 cm de largo, de 5-6.5 cm de ancho, diminutamente espinosas en el margen, las láminas de color rojo amarillento, angostamente triangulares, de 28-60 cm de largo, de 3.5-6.5 cm de ancho, glabras en la superficie adaxial, densamente adpreso-lepidotas y regularmente acostilladas en la superfice abaxial, secando en color ocre, largamente atenuadas y pungentes en el ápice, conspicuamente espinosas en el margen; las espinas divaricadas a antrorsas en las porciones media y apical de la lámina, retrorsas en la porción basal, amarillas a pardas claras, de 2-4.5 mm de largo, separadas entre sí 9-12 mm, con tricomas blancos en las axilas. Inflorescencias terminales, erectas a arqueadas, paniculadas; inflorescencias masculinas de 1.4-1.5 m de alto, dos veces ramificadas, el pedúnculo pardo claro a rojizo, cilíndrico, de 9-10 mm de diámetro, glabro; brácteas del pedúnculo foliáceas, de color pajizo, con una vaina triangular de 8-12 mm de largo, hialina en el margen, las láminas lineares, de 1.7-15.5 cm de largo, de 1.5-4 mm de ancho, lepidotas en ambas superficies, enteras, pungentes, más largas que los entrenudos, disminuyendo gradualmente de tamaño hacia el ápice del pedúnculo; ramas primarias 45-50, ascendentes a divaricadas, una por



Fig. 1. *Hechtia rubicunda* López-Ferr. & Espejo. A. habitat; B. planta femenina.

nudo, aplanadas, de 6.5-30 cm de largo, con un pedículo de 2-5 cm de largo; ramas secundarias dos a seis, de 2-4.5 cm de largo; brácteas primarias similares a las del pedúnculo pero con las láminas más cortas, lepidotas en ambas superficies, enteras, pungentes, las superiores vaginiformes; brácteas florales de color pajizo, hialinas en el margen, ovado-triangulares, de 1-1.5 mm de largo, de 0.5-0.7 mm de ancho, atenuadas, erosas, glabras, más cortas que los pedicelos; flores polísticas, divaricadas, laxamente dispuestas, numerosas por rama, actinomorfas, pediceladas; pedicelos delgados, de ca. 2 mm de largo; sépalos pardos claros, triangulares, de 1.3-1.7 mm de largo, de 1-1.3 mm de ancho, enteros, glabros, agudos en el ápice; pétalos blancos, elípticos, de 2.7-4 mm de largo, de 2-2.3 mm de ancho, enteros, glabros, agudos en el ápice; estambres subiguales, los filamentos blancos, lineares, de 3-3.2 mm de largo, las anteras amarillas, oblongas, de ca. 1.5 mm de largo, con un conspicuo acumen apical; pistilodio cónico, de ca. 1 mm de largo; inflorescencias femeninas de 1-1.2 m de alto, una vez ramificadas, ocasionalmente las ramas inferiores con un par de ramas secundarias basales, el pedúnculo pardo claro a rojizo, cilíndrico, glabro, de 6-10 mm de diámetro; brácteas del pedúnculo foliáceas, de color pajizo, con una vaina triangular de 8-12 mm de largo, hialina en el margen, las láminas lineares, de 1.7-15.5 cm de largo, de 1.5-4 mm de ancho, lepidotas en ambas superficies, enteras, pungentes, disminuyendo gradualmente de tamaño hacia el ápice del pedúnculo; ramas primarias 35-40, divaricadas a ascendentes, una por nudo, cilíndricas a ligeramente aplanadas, de 4.5-40 cm largo, la terminal de 9-40 cm de largo en flor; brácteas primarias similares a las del pedúnculo pero con las láminas más cortas, lepidotas en ambas superficies, enteras, pungentes, las superiores vaginiformes; brácteas florales de color pajizo, ovado-triangulares, de 1-1.5 mm de largo, de 0.5-0.7 mm de ancho, acuminadas, erosas, glabras, más largas que los pedicelos; flores polísticas, reflejas en la antesis, dispuestas en forma subverticilada, numerosas por rama, actinomorfas, cortamente pediceladas; pedicelos robustos de ca. 1 mm de largo; sépalos verdes con el ápice rosado, triangulares, de 1.5-1.7 mm de largo, de 1.2-1.4 mm de ancho, levemente erosos en el margen hacia el ápice, glabros, agudos; pétalos ascendentes en la antesis, blancos, triangulares, de 3.8-4 mm de largo, de 1.8-2 mm de ancho, enteros, glabros, atenuados y acuminados en el ápice; estaminodios con los filamentos blancos, angostamente triangulares, aplanados, de ca. 2 mm de largo, anterodios presentes, amarillos, triangulares, de ca. 0.2 mm de largo; ovario rosado, largamente ovoide, de 3.8-4 mm de largo, de 2-2.2 mm de diámetro, glabro, estigmas tres, blanco-verdosos, lineares, recurvados, de ca. 2 mm de largo, papilosos en la parte interna. Cápsulas verdes cuando jóvenes, pardas claras cuando maduras, divaricadas, largamente ovoides, de 1-1.2 cm de largo, de 4-4.5 mm de diá-



Fig. 2. *Hechtia rubicunda* López-Ferr. & Espejo. A. planta masculina; B. flores femeninas; C. frutos.

metro, lustrosas, con pedicelos de ca. 2 mm de largo. Semillas rojizas, fusiformes, de ca. 4 mm de largo, con una cauda apical de ca. 2 mm de largo.

Tipo: MÉXICO, Oaxaca, distrito de Yautepec, municipio de Santa María Ecatepec, cañada del río Hondo, selva baja caducifolia en cañada, 16°25'27" N, 95°49'27" W, 526 m s.n.m., 3.V.2008, *N. Martínez-Correa, A. Espejo, A. R. López-Ferrari, J. Ceja, A. Mendoza R.* y *J. García-Cruz 116*, planta femenina (Holotipo: UAMIZ(x10); Isotipo: IEB(x3)) (Figs. 3 A, B y 4 A).

Paratipos: MÉXICO, Oaxaca, distrito de Yautepec, municipio de San Carlos Yautepec, 13.5 km al NNE de Río Hondo, brecha a Asunción Lachixonace, 16°29'48" N, 95°49'40" W, 750 m s.n.m., 17.V.1995, *A. Salinas T.* y *E. Martínez-Correa 8176*, planta masculina (IEB, MEXU); municipio de Santa María Ecatepec, cañada del río Hondo, selva baja caducifolia en cañada, 16°25'27" N, 95°49'27" W, 526 m s.n.m., 3.V.2008, *N. Martínez-Correa, A. Espejo, A. R. López-Ferrari, J. Ceja, A. Mendoza*



Fig. 3. A. y B. Holotipo de *Hechtia rubicunda* López-Ferr. & Espejo.



Fig. 4. A. Holotipo de *Hechtia rubicunda* López-Ferr. & Espejo; B. Paratipo de *H. rubicunda* López-Ferr. & Espejo.

R. y *J. García-Cruz 115*, planta masculina (IEB, MEXU, SERO, UAMIZ) (Fig. 4 B); cañada Tejón, río Otate, 16°14'15" N, 95°53'34" W, 850 m s.n.m., selva baja caducifolia, 9.V.1993, *P. Tenorio L. 18866*, planta femenina (MEXU).

Distribución y hábitat. *Hechtia rubicunda* se conoce únicamente del distrito de Yautepec, en los municipios de San Carlos Yautepec y Santa María Ecatepec (Fig. 5), en la región suroriental del estado de Oaxaca, en donde crece en riscos y taludes de rocas ígneas formando extensas colonias de muchos individuos aislados, entre 500 y 850 m s.n.m. Florece de abril a mayo.

Etimología. El epíteto específico hace referencia al color rojo amarillento de las plantas (Figs. 1 y 2) de la especie.

Si bien *Hechtia rubicunda* es única por sus peculiares características, existen en la zona suroriental de Oaxaca (de la cual procede el material tipo) otros represen-

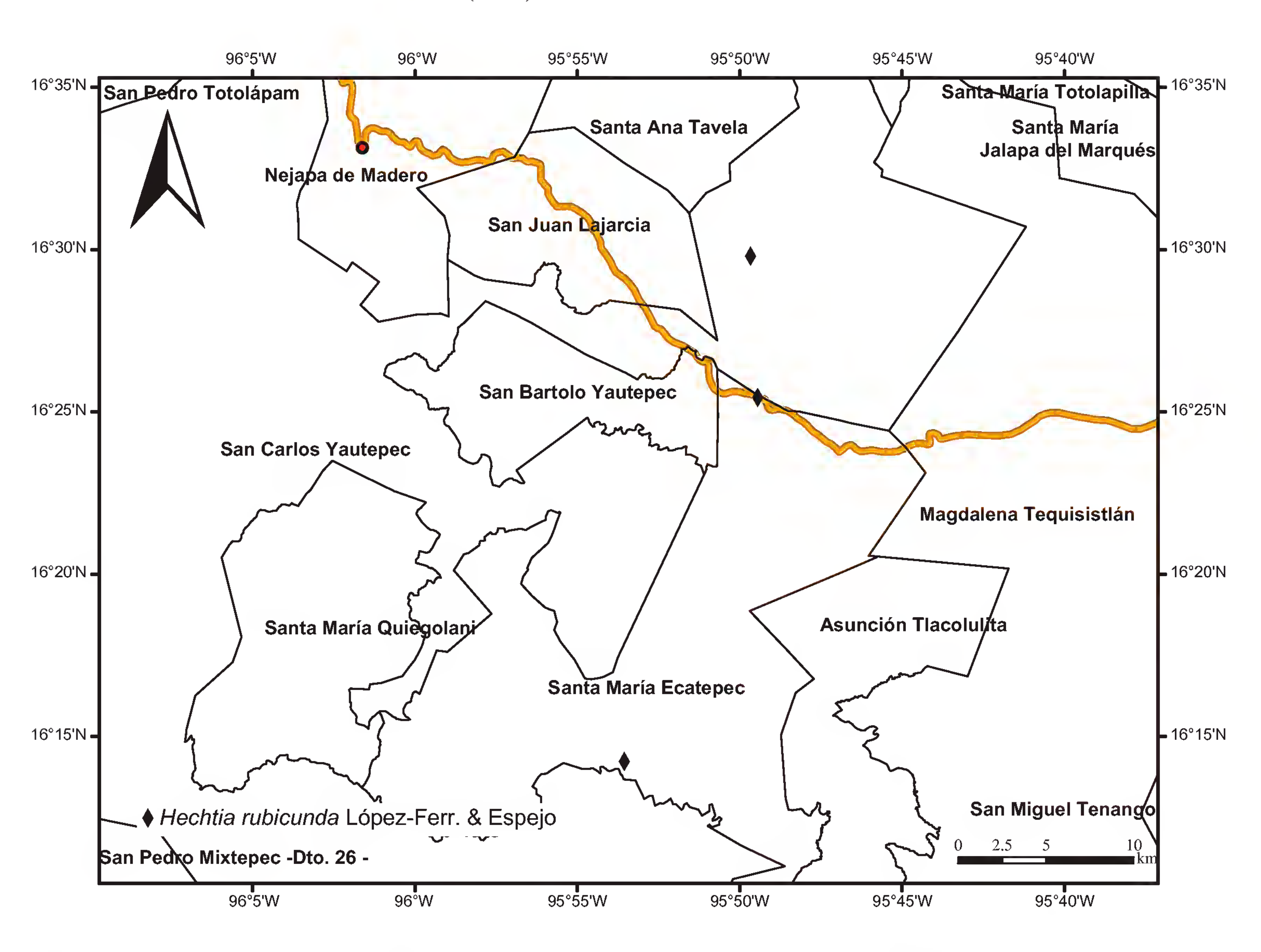


Fig. 5. Distribución conocida de *Hechtia rubicunda* López-Ferr. & Espejo.

tantes del género que comparten algunos caracteres con ella. Con *H. fosteriana* L. B. Sm., el nuevo taxon comparte las hojas glabras en la superficie adaxial así como las inflorescencias femeninas una vez ramificadas con las ramas primarias inferiores ocasionalmente divididas en la base, sin embargo, *H. fosteriana* tiene la inflorescencia lateral, en tanto que *H. rubicunda* la presenta terminal. *Hechtia isthmusiana* Burt-Utley muestra con la nueva entidad similitudes en la morfología de las flores masculinas, pero difiere notablemente en los caracteres vegetativos. Con *H. lanata* L. B. Sm. comparte la presencia de inflorescencias masculinas terminales dos veces ramificadas y las flores masculinas blancas, pero en *H. lanata* las rosetas, que son muy simétricas y compactas, forman extensos rizomas de hasta 40 cm de largo y las láminas foliares son densamente blanco lepidotas en ambas superficies (Espejo et al., 2012). *Hechtia caudata* L. B. Sm. es similar a *H. rubicunda* López-Ferr. & Espejo en las hojas rojizas y glabras del lado adaxial y en la morfología de las flores masculinas, si bien *H. caudata* tiene inflorescencias laterales una vez ramificadas. *Hechtia rubicunda* es de entre todas estas especies la única en la que las flores femeninas

están dispuestas en forma subverticilada y reflejas en la antesis (Fig. 2B) y las ramas primarias, tanto en las inflorescencias femeninas como masculinas, tienen largos pedículos aplanados y las flores agrupadas hacia el ápice. En el Anexo se presenta una comparación más detallada de las principales características de los taxa mencionados.

AGRADECIMIENTOS

Deseamos expresar nuestro sincero agradecimiento a Jacqueline Ceja, Aniceto Mendoza y Nancy Martínez Correa por su constante, desinteresada e invaluable ayuda en el trabajo de campo; a Nayeli Gómez Escamilla por la elaboración del mapa; a los curadores de los herbarios IEB, MEXU y UAMIZ por brindarnos las facilidades para la consulta del material depositado en sus colecciones.

LITERATURA CITADA

Burt Utley, K., J. F. Utley y A. García-Mendoza. 2011. Contributions toward a revision of *Hechtia* (Bromeliaceae, Pitcairnioideae). I. New and noteworthy species of *Hechtia* from Mexico. Phytoneuron 59: 1-17.

Espejo-Serna, A., A. R. López-Ferrari, N. Martínez-Correa y V. A. Pulido-Esparza. 2007. Bromeliad flora of Oaxaca, Mexico: richness and distribution. Acta Bot. Mex. 81: 71-147.

Espejo-Serna, A., A. R. López-Ferrari, J. Ceja-Romero y A. Mendoza-Ruiz. 2012. Neotipificación de *Hechtia lanata* (Bromeliaceae; Hechtioideae), especie endémica de Oaxaca, México. Bot. Sciences 90: 385-388.

Ramírez M., I. M. y C. F. Jiménez Nah. 2012a. A new species of *Hechtia* (Hechtioideae, Bromeliaceae) from Puebla, Mexico. Phytotaxa 42: 1-8.

Ramírez M., I. M. y C. F. Jiménez Nah. 2012b. *Hechtia aquamarina*, a new name for *Hechtia pueblensis* I. Ramírez & Jiménez. Phytotaxa 48: 33.

Recibido en abril de 2013.

Aceptado en noviembre de 2013.

Anexo. Caracteres comparativos de *Hechtia rubicunda* López-Ferr. & Espejo, *H. fosteriana* L. B. Sm., *H. isthmusiana* Burt Utley, *H. lanata* L. B. Sm. y *H. caudata* L. B. Sm.

	H. rubicunda	*H. fosteriana*	*H. isthmusiana*	*H. lanata*	*H. caudata*
Plantas	acaules	acaules	caulescentes	caulescentes	acaules
Vainas foliares	deprimido-ovadas, 2.7-3.7 x 5-6.5 cm	suborbiculares, ca. 10 x ca. 8.9 cm	deprimido-ovadas, 2-4 x 4-8 cm	suborbiculares a ampliamente ovadas, 4-6 x 4-8.5 cm	suborbiculares, 6.5-9 x 3-5.5 cm
Láminas foliares	28-60 x 3.5-6.6 cm, rojo-amarillentas, glabras en la superficie adaxial, densamente adpreso lepidotas y regularmente acostilladas en la superficie abaxial	100-110 x ca. 7 cm, verdes, glabras en la superficie adaxial, densamente adpreso lepidotas en la superficie abaxial	14-36 x 1.5-2.4 cm, verdes brillantes a rosadas grisáceas, adpreso lepidotas en ambas superficies	12-110 x 3-8 cm, verdes rosáceas, densamente adpreso lepidotas en ambas superficies	50-80 x 3- 5.5 cm, rojizas del lado adaxial, glabras en la superficie adaxial, adpreso lepidotas en la superficie abaxial
Espinas foliares	divaricadas a antrorsas en las porciones media y apical de la hoja, retrorsas en la porción basal, 2-4.5 mm de largo, separadas entre sí 9-12 mm	antrorsas, ca. 6 mm de largo, separadas entre sí 20-25 mm	antrorsas, 1.8-2.5 mm de largo, separadas entre sí 8-18 mm	antrorsas, 3-8 mm de largo, separadas entre sí 4-7.5 mm	antrorsas, 2-4 mm de largo, separadas entre sí 5-15 mm
Inflorescencia femenina	terminal; de 1-1.2 m de largo; una vez ramificada, ocasionalmente las ramas inferiores con un par de ramillas basales	lateral; ca. 0.9 m de largo; una vez ramificada, ocasionalmente las ramas inferiores con un par de ramillas basales	terminal; 0.45-0.50 cm de largo; una vez ramificadas	terminal; de hasta 1.2 cm de largo; una vez ramificada	lateral; 1-1.2 cm de largo; una vez ramificada

Anexo. Continuación.

	H. rubicunda	*H. fosteriana*	*H. isthmusiana*	*H. lanata*	*H. caudata*
ramas primarias	35-40, de 4.5-40 cm de largo	ca. 25, de 4 a 14 cm de largo	ca. 25, de 1.5-4.5 cm de largo	30-35, de 4-9 cm de largo	ca. 40, de 4-10.5 cm de largo
flores	subverticiladamente dispuestas, reflejas en la antesis	no subverticiladamente dispuestas, ascendentes en la antesis	no subverticiladamente dispuestas, secundas y divaricadas a ascendentes en la antesis	no subverticiladamente dispuestas, divaricadas en la antesis	no subverticiladamente dispuestas, divaricadas en la antesis
pedicelos	ca. 1 mm de largo	ca. 1 mm de largo	1.5-2.5 mm de largo	1.5-2.5 mm de largo	--
brácteas florales	ovado-triangulares, 1-1.5 x 0.5-0.7 mm, más largas que los pedicelos	ampliamente ovadas, ca. 4 mm de largo, mucho más largas que los pedicelos	ovado-triangulares a oblongas, 2-3.5 x 1.2-2 mm, más largas que los pedicelos	angostamente triangulares, 1-1.5 x 0.4-0.7mm, más cortas que los pedicelos	ovadas, de ca. 2 mm de largo
sépalos	triangulares, 1.5-1.7 x 1.2-1.4 mm, verdes con el ápice rosado	ovado-oblongos, ca. 3 mm, hialinos con la base parda	triangulares, 1.8-2.5 x 1.2-1.5 mm, color crema	triangulares, 2-2.5 x 1.5-2.3 mm, verdes	triangulares, 1.3-1.4 x 1.3-1.4 mm, blanco verdosos
pétalos	triangulares, 3.8-4 x 1.8-2 mm, blancos	ca. 4 mm de largo, blancos	triangulares, 4-5 x 1.5-2.5 mm, color crema, rosados en el ápice	ovados, 3.1-3.5 x 3.2-4.5 mm, blancos	angostamente triangulares, 4.5-4.7 x 1.9-2.3 mm, blancos
frutos	ovoides, 10-12 x 4-4.5 mm, pardos, lustrosos	ovoides, ca. 8 x 5 mm, pardos, sublustrosos	angostamente ovoides, 7.5-11 x 3-4.5 mm, pardos oscuros	ovoides, 8-10 x 4-4 mm, pardos oscuros, lustrosos	estrechamente ovoides, 6.4-11 x ca. 4 mm, pardos

Anexo. Continuación.

	H. rubicunda	*H. fosteriana*	*H. isthmusiana*	*H. lanata*	*H. caudata*
Inflorescencia masculina	terminal; de 1.4-1.5 m de largo; dos veces ramificada	--	terminal; 0.45-0.50 cm de largo; una vez ramificada	terminal; ca. 90 cm de largo; dos veces ramificada	lateral, 1-1.2 cm de largo; una vez ramificada
ramas primarias	45-50, de 6.5-30 cm de largo	--	15-20, 2.5-7.5 cm de largo	35-50, 2.5-17 cm de largo	ca. 30, 5-10 cm de largo
pedicelos	ca. 2 mm de largo	--	1.2-3.5 mm de largo	1-2 mm de largo	1-1.3 mm de largo
brácteas florales	ovado-triangulares, 1-1.5 x 0.5-0.7 mm, más cortas que los pedicelos	--	ovadas a oblongas, 2-3.5 x 1-2.5 mm, más cortas o iguales a los pedicelos	triangulares, 2-2.3 x 0.3-0.8 mm, más largas o iguales a los pedicelos	ovadas, 2.6-4 mm de largo, iguales o ligeramente más largas que los pedicelos
sépalos	triangulares, 1.3-1.7 x 1-1.3 mm, pardos claros	--	ovados a ovado-triangulares, 1.5-2.7 x 1-1.8 mm, color crema	triangulares, 1.5-2 x ca. 1-1.6 mm, pardos claros	elípticos a ovados, 2.5-3 x ca. 1.7 mm, blancos
pétalos	elípticos, 2.7-4 x 2-2.3 mm, blancos	--	elípticos a ovado-elípticos, 3.5-4.5 x 1.9-3.3 mm, color crema, el ápice rosado	elípticos, 3-4.5 x 2-2.5 mm, blancos	elípticos a ovados, 4.3-4.6 x 2.3-2.5 mm, blancos

Acta Botanica Mexicana 107: 165-185 (2014)

INVENTARIO MICOBIÓTICO DE LA REGIÓN DE TAPALPA, JALISCO, MÉXICO

Etelvina Gándara[1], Laura Guzmán-Dávalos[2, 3], Gastón Guzmán[1] y Olivia Rodríguez[2]

[1]Instituto de Ecología, A.C., Apdo. postal 63, 91000 Xalapa, Veracruz, México.
[2]Universidad de Guadalajara, Instituto de Botánica, Departamento de Botánica y Zoología, Apdo. postal 1-139, 45101 Zapopan, Jalisco, México.
[3]Autor para la correspondencia: lguzman@cucba.udg.mx

RESUMEN

Se presentan 233 taxa (especies y variedades) de hongos (229 macromicetes y cuatro micromicetes) de la región de Tapalpa, Jalisco. El material estudiado fue recolectado en los años 2000 al 2003, principalmente en bosques de *Pinus* y *Quercus*. Se examinaron además otros ejemplares depositados en el Herbario IBUG provenientes de dicha área. Se registran por primera vez de Jalisco 21 taxa. Doscientos cinco especies (88%) pertenecen a Basidiomycota, 22 (9.5%) a Ascomycota y 6 (2.5%) a Myxomycota. Éste constituye el primer inventario micológico de la zona.

Palabras clave: Jalisco, macromicetes, micromicetes, registros nuevos.

ABSTRACT

A list of 233 taxa (species and varieties) of fungi (229 macromycetes and four micromycetes) from Tapalpa region, State of Jalisco (Mexico) is presented. The studied material was collected from 2000 to 2003, mainly in *Pinus* and *Quercus* forests. Additional specimens from the IBUG herbarium gathered in this region were also studied. Twenty-one taxa are first records from Jalisco State. In the studied fungi, 205 (88%) species belong to Basidiomycota, 22 (9.5%) to Ascomycota, and 6 (2.5%) to Myxomycota. This is the first mycological inventory of the area.

Key words: Jalisco, macromycetes, micromycetes, new records.

INTRODUCCIÓN

Los estudios sobre los macromicetes de Jalisco se remontan a más de 50 años atrás. Mains (1958) citó el primer hongo macroscópico del estado y fue en la década de los 70 cuando Guzmán (1970) en su monografía sobre *Scleroderma* consideró varias especies de Jalisco, y Guzmán y Pérez-Patraca (1972) algunas de *Panaeolus*. El primer trabajo exclusivo de los macromicetes de la entidad lo realizaron Guzmán y García-Saucedo (1973). Posteriormente se publicaron inventarios de algunas regiones del estado como la Barranca de Huentitán, La Primavera, San Sebastián del Oeste, Sierra de Manantlán, Sierra de Quila y Volcán de Tequila (Téllez et al., 1988; Vázquez y Guzmán-Dávalos, 1988; Rodríguez et al., 1994, 2002; Fierros y Guzmán-Dávalos, 1995; Herrera-Fonseca et al., 2002). Además, se han estudiado los géneros *Gymnopilus*, *Pluteus*, *Psilocybe*, *Scleroderma* y *Volvariella*, así como hongos liquenizados y mixomicetes (Guzmán-Dávalos y Guzmán, 1985, 1986; Trujillo et al., 1986; Guzmán-Dávalos y Álvarez, 1987; Álvarez y Guzmán-Dávalos, 1988, 1993, 2009; Vázquez et al., 1989; Vázquez y Guzmán-Dávalos, 1991b; Guzmán, 1998; Rodríguez, 1998; Rodríguez y Guzmán-Dávalos, 2000, 2001).

En particular de Tapalpa se conocían 64 taxa, con *Panaeolus antillarum* como la primera especie que se citó de la región (Guzmán y Pérez-Patraca, 1972). Posteriormente, Manzi (1976) registró 32, Sánchez-Jácome y Guzmán-Dávalos (1997) cuatro y Guzmán-Dávalos et al. (2001) 14. Además, varias se citaron de Tapalpa en trabajos generales de Jalisco o de México, como los de Guzmán (1970, 1983), Guzmán y García-Saucedo (1973), Chacón y Guzmán (1983), Guzmán-Dávalos y Trujillo (1984), Guzmán et al. (1988), Vázquez y Guzmán-Dávalos (1991a), Vargas et al. (1992, 1993), Guzmán-Dávalos y Guzmán (1995), Montoya et al. (1996) y Rodríguez y Guzmán-Dávalos (2000, 2001). Por otro lado, Gómez (2004) estudió aspectos etnomicológicos de los hongos de Tapalpa. El presente trabajo se enfoca hacia un primer inventario micológico de la misma.

MATERIALES Y MÉTODOS

El municipio de Tapalpa se encuentra en el centro de la zona sur de Jalisco (Fig. 1), en el sistema montañoso denominado Sierra de Tapalpa y forma parte de la provincia fisiográfica Eje Neovolcánico Transversal (Ferrusquía-Villafranca, 1993). La altitud de la zona de estudio varía entre 1200 a 2800 m y su vegetación está formada en su gran mayoría por bosques de *Pinus*, *Pinus*-*Quercus* y *Quercus*, y en pequeñas



Fig. 1. Ubicación geográfica del municipio de Tapalpa en Jalisco y en México.

áreas por el tropical caducifolio y el mesófilo de montaña (Rzedowski, 1978). Las 11 exploraciones realizadas se concentraron en las tres primeras comunidades vegetales mencionadas, durante los meses de lluvias, de junio a octubre de 2000 al 2003. Desafortunadamente toda la zona estudiada tiene un alto grado de deforestación, debido a intensas prácticas agrícolas, ganaderas y de explotación de madera.

Se recolectaron 789 especímenes que se depositaron en la Colección Micológica del Herbario IBUG. Además se revisaron 360 ejemplares provenientes del municipio de Tapalpa, previamente depositados en IBUG. Las observaciones microscópicas se hicieron a través de cortes con navaja de diferentes partes de los esporomas, montados en soluciones de KOH o NH_4OH al 3 o 5%, rojo Congo, azul de cresil, azul de algodón en lactofenol, reactivo de Melzer y en acetocarmín, según los requerimientos para determinar las especies. Dicha identificación se hizo con base en varias obras, como las de Martin y Alexopoulos (1969), Guzmán (1977), Dennis (1981), Moser (1983), Breitenbach y Kränzlin (1986, 1991) y Gilbertson y Ryvarden (1986, 1987), y en la literatura especializada que se indica en las especies. La información sobre qué hongos se consideran medicinales se tomó de Guzmán (1994, 2008). En el caso de los lignícolas se indicó además cuáles son destructores de la madera, para poder valorar aquéllos con importancia económica.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Especies estudiadas

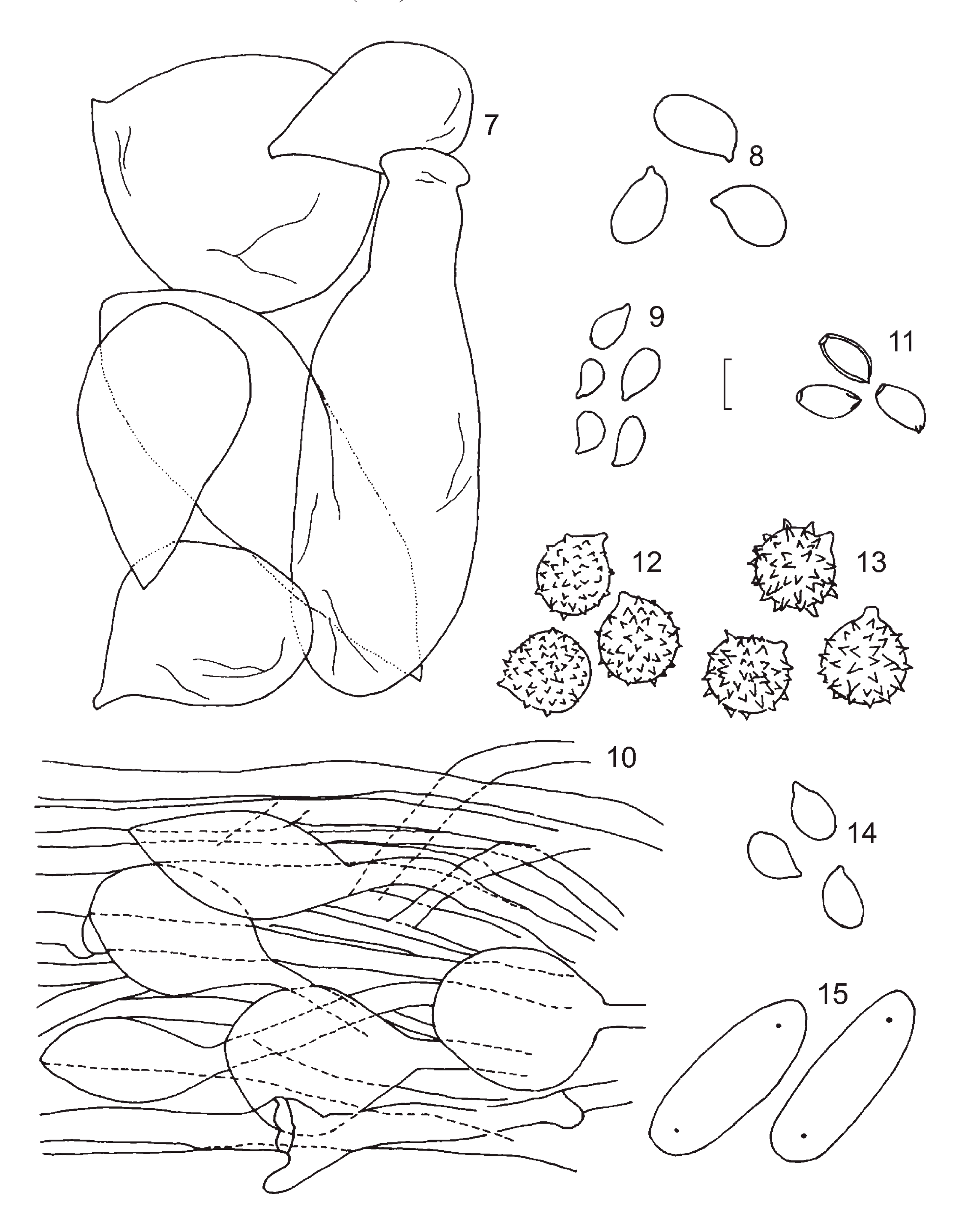
De los 1149 especímenes de hongos (789 recolectados ex profeso para este trabajo y 360 del Herbario IBUG) se determinaron 578, que corresponden a 233 taxa (Apéndice). El material restante no fue posible estudiarlo por estar mal preservado, falta de datos del esporoma en fresco, o por no contar con literatura especializada en el grupo. De los taxa determinados, 21 (20 especies y una variedad) corresponden a registros nuevos para Jalisco. De los 233 taxa estudiados, 205 (88%) pertenecen a Basidiomycota, 22 (9.5%) a Ascomycota y 6 (2.5%) a Myxomycota. Esta proporción es del orden de las de listados realizados en otras regiones de Jalisco (Guzmán-Dávalos y Guzmán, 1979; Vázquez y Guzmán-Dávalos, 1988; Rodríguez et al., 1994; Herrera-Fonseca et al., 2002).

Los Basidiomycota estudiados se adscriben a 18 órdenes, de los cuales el de los Agaricales es el mejor representado con 101 taxa (43%); le siguen Poriales con 41 (17.6%) y Stereales con 13 (5.6%). De los Agaricales se estudiaron 15 familias y de ellas las más diversas fueron Tricholomataceae con 21 taxa (20.7%), Amanitaceae con 19 (18.8%), Boletaceae con 15 (14.8%), Russulaceae con 10 (9.9%), y Agaricaceae, Coprinaceae y Strophariaceae con 7 (6.9%), cada una. Del orden Poriales la familia más representativa fue Coriolaceae con 28 especies (68%). Los micromicetes considerados son *Apiocrea hyalina*, *Hypomyces lactifluorum* (Fig. 16) y *Sepedonium chrysospermum*, los cuales se incluyeron porque se habían recolectado con los hongos que parasitan y *Cronartium conigenum* por ser un parásito común de conos de pinos.

Los 21 taxa que corresponden a primeros registros para Jalisco se indican en el Apéndice con un asterisco. Éstos pertenecen a los Agaricales (14 taxa), Poriales (2), Lycoperdales (1), Phallales (1), Sclerodermatales (1), Stereales (1) y Uredinales (1). Del género *Amanita* se encontraron tres novedades, entre ellas *A. austrostraminea*, que se caracteriza por presentar basidioma blanco, píleo con escamas piramidales y pulverulentas, células marginales de la lámina de 20-45(-80) x 12-25 μm y por carecer de fíbulas (Figs. 2-7), lo que coincide con Bas (1969). *Amanita tullossii*, del complejo de *A. caesarea* (Guzmán y Ramírez-Guillén, 2001), se distingue por tener el subhimenio con (3-)4-5 células de grosor, píleo umbonado y basidiosporas de (7-)9-10(-11) x (5.5-)6-7(-8) μm (Fig. 8). *Clitocybe hydrogramma* tiene como carácter diagnóstico la presencia de vesículas entre las hifas del pileipellis (Bigelow, 1982) (Figs. 9-10). *Hypholoma subviride* tiene basidiomas pequeños, con píleo de 9-19 mm de diámetro, ligeramente umbonado, amarillo-anaranjado en el centro a amarillo-limón hacia el margen; sus basidiosporas son de 6-8 x 4-4.5 μm, oblon-



Figs. 2-6: *Amanita austrostraminea* (Gándara 185). 2. basidiosporas; 3. basidios; 4. células marginales de la lámina; 5. células del velo sobre la base del estípite; 6. células del velo sobre el píleo (escamas). Escala figs. 2-3 = 8 mm, 4-6 = 11 mm.



Figs. 7-15. 7. *Amanita austrostraminea* (Gándara 185), células del anillo. 8. *A. tullossii* (Gándara 309), basidiosporas. 9-10. *Clitocybe hydrogramma* (Gómez 86-B): 9. basidiosporas, 10. pileipellis. 11. *Hypholoma subviride* (Gándara 131), basidiosporas. 12-13. *Laccaria ochropurpurea*, basidiosporas: 12 (Gándara 119), 13 (Gómez 98). 14. *Volvariella cinerea* (Gándara 186), basidiosporas. 15: *Phallus ravenelii* (Gándara 3), basidiosporas. Escala fig. 7 = 11 mm, figs. 8-15 = 8 mm.

gas, de pared subgruesa (0.5 µm), de color café-amarillento y con poro germinal (Smith, 1951; Pegler, 1977) (Fig. 11). *Laccaria ochropurpurea* se distingue por su basidioma grande, píleo de 35-100(-125) mm, violáceo a color café-ante y basidiosporas globosas a subglobosas (Mueller, 1992) (Figs. 12-13). *Volvariella cinerea* tiene píleo de color café con tonos gris-plomo, volva concolora y pubescencia blanca; sus basidiosporas son de 5.5-6.5 x 4.5-5 µm, elipsoides, pocas ampliamente elipsoides (Mora, 1985) (Fig. 14). *Pachykytospora papyracea* presenta basidioma efuso-reflejo, con poros grandes, 2-3 por mm, amarillo-anaranjados (Gilbertson y Ryvarden, 1987). *Phallus ravenelii* tiene el receptáculo cónico, liso a granuloso y basidiosporas subelipsoides y hialinas (López et al., 1980) (Fig. 15). *Gloeoporus thelephoroides* se caracteriza por el himenóforo de color rosa pálido a café-rosado y por carecer de fíbulas (Gilbertson y Ryvarden, 1986). *Gymnosporangium clavipes* es parásito sobre los frutos del tejocote (*Crataegus mexicana* Moc. & Sessé), en donde forma ecios de 3-8 mm de longitud (Carrión y Galván, 1984).

Distribución ecológica e importancia de los hongos estudiados

La mayoría de las especies estudiadas provienen de los ecosistemas de clima templado como sigue: 153 taxa se adscriben al bosque de pino-encino y 132 al de pino. Solamente ocho se encontraron en bosque de encino: *Albatrellus cristatus* (Fig. 24), *Amanita rubescens*, *Ganoderma lobatum*, *Gymnopus polyphyllus*, *Lentinula boryana*, *Omphalotus mexicanus*, *Phylloporus rhodoxanthus* y *Stropharia semiglobata*; 15 en pastizales, entre las que destacan *Agaricus campestris*, *Calvatia cyathiformis*, *Chlorophyllum molybdites*, *Lycoperdon marginatum*, *Panaeolus antillarum* y *Psilocybe cubensis*. Se observó que algunos bosques de pino-encino de la zona de estudio tienen influencia termófila por su posición topográfica en la vertiente hacia el Océano Pacífico; ello puede incidir en el desarrollo de hongos de afinidades tropicales, como *Fistulina guzmanii*, *Funalia polyzona*, *Gloeophyllum striatum*, *Hexagonia hirta*, *H. tenuis*, *Lentinus crinitus*, *Polyporus tenuiculus* y *Schizophyllum commune*. Sin embargo, es curioso que *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill, especie de esta vinculación y de amplia distribución en México (Guzmán, 1977), no se encontrara en la zona de estudio.

Referente al sustrato en el que se desarrollan las especies estudiadas (Apéndice), se encontró que 105 (45.1%) son lignícolas, 96 (41.2%) terrícolas, 16 (6.9%) humícolas, 7 (3%) fimícolas, 4 (1.7%) fungícolas, 3 (1.3%) fitopatógenas, y 1 (0.4%) entomopatógena. De acuerdo con Guzmán-Dávalos y Guzmán (1979), en los bosques de coníferas suele ser mayor el número de especies terrícolas y humícolas, que el de las lignícolas; sin embargo, en el presente trabajo la cantidad de lignícolas (105) es

cercana a la suma de las terrícolas y humícolas (112). La explicación de esta proporción es posible que se encuentre en la influencia tropical presente en estos bosques o en el fuerte impacto antropogénico que existe en la región, o también al hecho de que no se tomaron en cuenta muchas especies micorrizógenas, como las de Cortinariaceae y Russulaceae, debido a que no fue posible determinar a especie los ejemplares correspondientes en virtud de la complejidad taxonómica de estas familias.

En relación a la importancia de los hongos (Apéndice), 82 (35%) son comestibles, 81 (35%) son destructores de madera, 70 (30%) micorrizógenos, 24 (10.3%) medicinales, 30 (13%) venenosos, 8 (3.4%) parásitos de hongos, plantas o animales



Figs. 16-19. 16. *Hypomyces lactifluorum*. 17. *Helvella crispa*. 18. *Amanita laurae*. 19. *A. tecomate*.

y 3 (1.3%) alucinógenos. Según Gómez (2004), las especies comestibles que se consumen en la región son 12, principalmente: *Amanita laurae* (Fig. 18), *A. tecomate* (Fig. 19), *A. tullossii* (esta última como *Amanita* sp. en Gómez, 2004) y *Lyophyllum decastes* (Fig. 20).



Figs. 20-25. 20. *Lyophyllum decastes*. 21. *Macrolepiota procera*. 22. *Suillus tomentosus*. 23. *Cantharellus cibarius*. 24. *Albatrellus ellisii*. 25. *Phaeolus schweinitzii*.

AGRADECIMIENTOS

Se reconoce el apoyo de la Universidad de Guadalajara, a través de los proyectos P3e 34961 y 62935. Las recolectas se llevaron a cabo gracias al patrocinio económico de Ismael Gándara Mota, por lo que la primera autora reconoce su colaboración. Se agradece también la valiosa ayuda de Marko Aurelio Gómez-Hernández en las salidas al campo, en el trabajo de gabinete, en la revisión preliminar del escrito, y por las fotografías de las Figs. 18, 19 y 20. Se dan las gracias a Luis Villaseñor por el apoyo en algunas de las exploraciones y por las fotografías de las Figs. 22, 24 y 25, y a Adrián Galván Corona por proporcionar las fotografías de las Figs. 16, 17, 21 y 23. A Ricardo Valenzuela se le reconoce la asesoría en la determinación de gran parte de los poliporáceos. María de Jesús Herrera-Fonseca en IBUG, y Florencia Ramírez-Guillén y Juan Lara Carmona en XAL colaboraron en el trabajo de gabinete.

LITERATURA CITADA

Álvarez, I. y L. Guzmán-Dávalos. 1988. Nuevos registros de líquenes de Jalisco. Rev. Mex. Mic. 4: 89-96.

Álvarez, I. y L. Guzmán-Dávalos. 1993. Additions to the lichen flora from the State of Jalisco (Mexico). Mycotaxon 48: 359-370.

Álvarez, I. y L. Guzmán-Dávalos. 2009. *Flavopunctelia* y *Punctelia* (Ascomycetes liquenizados) de Nueva Galicia, México. Rev. Mex. Mic. 29: 15-29.

Bas, C. 1969. Morphology and subdivision of *Amanita* and monograph of its section *Lepidella*. Persoonia 5: 285-588.

Bigelow, H. E. 1982. North American species of *Clitocybe,* part II. J. Cramer. Berlin, Alemania. 281 pp.

Breitenbach, J. y F. Kränzlin. 1986. Fungi of Switzerland, Vol. 2. Verlag Mykologia. Lucerna, Suiza. 412 pp.

Breitenbach, J. y F. Kränzlin. 1991. Fungi of Switzerland, Vol. 3. Verlag Mykologia. Lucerna, Suiza. 361 pp.

Carrión, G. y M. Galván. 1984. Hongos fitopatógenos del estado de Veracruz. Bol. Soc. Mex. Mic. 19: 15-64.

Chacón, S. y G. Guzmán. 1983. Ascomycetes poco conocidos en México. Bol. Soc. Mex. Mic. 18: 183-218.

Dennis, R. W. G. 1981. British Ascomycetes. J. Cramer. Vaduz, Alemania. 585 pp.

Ferrusquía-Villafranca, I. 1993. Geology of Mexico: a synopsis. In: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot, J. Fa (eds.). Biological diversity of Mexico: origins and distribution. Oxford University Press. New York, USA. pp. 3-107.

Fierros, M. L. y L. Guzmán-Dávalos. 1995. Inventario preliminar de los hongos macroscópicos de la Sierra de Quila, Jalisco, México. Bol. IBUG 3(1-3): 129-142.

Gilbertson, R. L. y L. Ryvarden. 1986. North American polypores, part I. *Abortiporus-Lindtheria*. Fungiflora. Oslo, Noruega. 433 pp.

Gilbertson, R. L. y L. Ryvarden. 1987. North American polypores, part II. *Megasporoporia-Wrightoporia*. Fungiflora. Oslo, Noruega. 452 pp.

Gómez, M. A. 2004. Etnomicología en el poblado de Tapalpa, municipio de Tapalpa, Jalisco, México. Tesis profesional. Universidad de Guadalajara. Zapopan, México. 70 pp.

Guzmán, G. 1970. Monografía del género *Scleroderma*. Pers. emend. Fr. Darwiniana 16: 233-407.

Guzmán, G. 1977. Identificación de los hongos comestibles, venenosos, alucinantes y destructores de la madera. Limusa. México, D.F., México. 452 pp.

Guzmán, G. 1983. The genus *Psilocybe* (Beih. Nova Hedwigia 74). J. Cramer. Vaduz, Alemania. 439 pp.

Guzmán, G. 1994. Los hongos en la medicina tradicional de Mesoamérica y de México. Rev. Iberoamer. Mic. 11: 81-85.

Guzmán, G. 1998. Las especies del género *Psilocybe* (Fungi, Basidiomycotina, Agaricales) conocidas de Jalisco (México) y descripción de dos nuevas para la ciencia. Acta Bot. Mex. 43: 23-32.

Guzmán, G. 2008. Diversity and use of traditional Mexican medicinal fungi. A review. Inter. Journ. Med. Mushrooms 10: 209-217.

Guzmán, G. y D. A. García-Saucedo. 1973. Macromicetos del estado de Jalisco. I: Consideraciones generales y distribución de las especies conocidas. Bol. Soc. Mex. Mic. 7: 129-143.

Guzmán, G. y A. M. Pérez-Patraca. 1972. Las especies conocidas del género *Panaeolus* en México. Bol. Soc. Mex. Mic. 6: 17-53.

Guzmán, G., L. Montoya-Bello y V. M. Bandala. 1988. Nuevos registros de hongos alucinógenos del género *Psilocybe* en México y análisis de la distribución de las especies conocidas. Rev. Mex. Mic. 4: 255-265.

Guzmán, G. y F. Ramírez-Guillén. 2001. The *Amanita caesarea*-complex. J. Cramer. Stuttgart, Alemania. 66 pp.

Guzmán-Dávalos, L. e I. Álvarez. 1987. Observaciones sobre los líquenes de Jalisco y de Chiapas. Rev. Mex. Mic. 3: 217-230.

Guzmán-Dávalos, L. y G. Guzmán. 1979. Estudio ecológico comparativo entre los hongos (macromicetos) de los bosques tropicales y los de coníferas del sureste de México. Bol. Soc. Mex. Mic. 13: 89-125.

Guzmán-Dávalos, L. y G. Guzmán. 1985. Hongos del estado de Jalisco, V. El género *Scleroderma*. Rev. Mex. Mic. 1: 109-128.

Guzmán-Dávalos, L. y G. Guzmán. 1986. Hongos del estado de Jalisco, VII. El género *Gymnopilus* (Cortinariaceae). Rev. Mex. Mic. 2: 157-185.

Guzmán-Dávalos, L. y G. Guzmán. 1995. Toward a monograph of the genus *Gymnopilus* (Cortinariaceae) in Mexico. Doc. Mycol. 25(98-100): 197-212.

Guzmán-Dávalos, L. y F. Trujillo. 1984. Hongos de Jalisco, IV. Nuevos registros. Bol. Soc. Mex. Mic. 19: 319-326.

Guzmán-Dávalos, L., O. Rodríguez, M. R. Sánchez-Jácome y S. Chacón. 2001 (2003). Ascomycotina conocidos de Jalisco, México. Bol. IBUG 9(1-2): 11-23.

Herrera-Fonseca, M., L. Guzmán-Dávalos y O. Rodríguez. 2002. Contribución al conocimiento de la micobiota de la región de San Sebastián del Oeste, Jalisco, México. Acta Bot. Mex. 58: 19-50.

López, A., D. Martínez y J. García. 1980. Phallales conocidos del estado de Veracruz. Bol. Soc. Mex. Mic. 14: 39-49.

Mains, E. B. 1958. North American entomogenous species of *Cordyceps*. Mycologia 50: 169-222.

Manzi, J. 1976. Hongos. Contribución al conocimiento de las especies comestibles y venenosas del área central de Jalisco, México. Ed. Combonianas. Guadalajara, México. 119 pp.

Martin, G. W. y C. J. Alexopoulos. 1969. The Myxomycetes. University of Iowa Press. Iowa City, EUA. 480 pp. + 41 láms.

Montoya, L., V. M. Bandala y G. Guzmán. 1996. New and interesting species of *Lactarius* from Mexico including scanning electron microscope observations. Mycotaxon 57: 411-424.

Mora, V. 1985. Nuevos registros del género *Volvariella* en Morelos. Rev. Mex. Mic. 1: 91-100.

Moser, M. 1983. Keys to agarics and boleti. Phillips. Londres, Inglaterra. 535 pp.

Mueller, G. M. 1992. Systematics of *Laccaria* (Agaricales) in the continental United States and Canada, with discussions on extralimital taxa and descriptions of extant types. Fieldiana Bot. 30: 1-158.

Pegler, D. N. 1977. A preliminary agaric flora of East Africa. Kew Bull. 6: 1-615.

Rodríguez, O. 1998. Avances en el conocimiento del género *Pluteus* (Fungi, Agaricales) en Nueva Galicia, México. Bol. IBUG 5(1-3): 87-93.

Rodríguez, O. y L. Guzmán-Dávalos. 2000. Algunas especies del género *Pluteus* Fr. (Pluteaceae, Agaricales) citados de Nueva Galicia, México. Bol. IBUG 7(1-3): 61-77.

Rodríguez, O. y L. Guzmán-Dávalos. 2001. Clave dicotómica de las especies del género *Pluteus* Fr. (Pluteaceae) conocidas de la región de la Nueva Galicia, y algunas áreas aledañas de México. Acta Bot. Mex. 57: 23-36.

Rodríguez, O., M. Garza y L. Guzmán-Dávalos. 1994. Inventario preliminar de los hongos del Volcán de Tequila, estado de Jalisco, México. Rev. Mex. Mic. 10: 103-111.

Rodríguez, O., L. Villaseñor, M. Cedano y A. Arias. 2002. Hongos del Bosque La Primavera. Guía ilustrada. Departamento de Botánica y Zoología, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad de Guadalajara. Zapopan, México. 109 pp.

Rzedowski, J. 1978. La vegetación de México. Limusa. México, D.F., México. 432 pp.

Sánchez-Jácome, M. R. y L. Guzmán-Dávalos. 1997. Nuevos registros de *Thelephora* (Aphyllophorales, Basidiomycotina) para México. Rev. Mex. Mic. 13: 70-77.

Smith, A. H. 1951. The North American species of *Naematoloma*. Mycologia 43: 467–521.

Téllez, C., L. Guzmán-Dávalos y G. Guzmán. 1988. Contribución al conocimiento de los hongos de la Reserva de la Biosfera de la Sierra de Manantlán, Jalisco. Rev. Mex. Mic. 4: 123-130.

Trujillo, F., M. Castañeda y L. Guzmán-Dávalos. 1986. Hongos del estado de Jalisco, VI. Los Myxomycetes conocidos. Tiempos de Ciencia 5: 42-51.

Vargas, O., L. Guzmán-Dávalos y L. S. Vázquez. 1992. Nuevos registros de Basidiomycetes para Jalisco. Bol. IBUG 1(4): 307-319.

Vargas, O., L. Guzmán-Dávalos y L. S. Vázquez. 1993. Observations on some little known macrofungi from Jalisco (Mexico). Mycotaxon 49: 437-447.

Vázquez, L. S. y L. Guzmán-Dávalos. 1988. Algunas especies de hongos de la Barranca de Huentitán, estado de Jalisco. Rev. Mex. Mic. 4: 75-88.

Vázquez, L. S. y L. Guzmán-Dávalos. 1991a. Nuevos registros de poliporáceos estipitados de Jalisco. Rev. Mex. Mic. 7: 113-120.

Vázquez, L. S. y L. Guzmán-Dávalos. 1991b. Los hongos del género *Volvariella* (Agaricales, Basidiomycetes) conocidos en Jalisco. Bol. IBUG 1(1): 15-22.

Vázquez, L. S., L. Guzmán-Dávalos y G. Guzmán. 1989. Contribución al conocimiento de las especies del género *Volvariella* en Jalisco. Rev. Mex. Mic. 5: 169-179.

Recibido en julio de 2010.

Aceptado en febrero de 2012.

APÉNDICE

Especies estudiadas de la región de Tapalpa. A = alucinógeno, BE = bosque de encino, BP = bosque de pino, BPE = bosque de pino-encino, C = comestible, DM = destructor de la madera, F = fimícola, Fi = fitopatógeno, Fu = fungícola, H = humícola, I = entomopatógeno, L = lignícola, M = micorrizógeno, Me = medicinal, PA = pastizal, T = terrícola, V = venenoso, W = micromicete. Los nombres al final de cada especie, después de las referencias, hacen alusión a los colectores y sus números. * significa nuevo registro para Jalisco.

Myxomycota

Hemitrichia calyculata (Speg.) M.L. Farr; BP, L (Castañeda 65)

Leocarpus fragilis (Dicks.) Rostaf.; BP, L (Castañeda 62)

Lepidoderma tigrinum (Schrad.) Rostaf.; BP, L (Castañeda 63)

Lycogala epidendrum (J.C. Buxb. ex L.) Fr.; BP, C, L (Gándara 568, Gómez 109, Luna 12)

L. flavofuscum (Ehrenb.) Rostaf.; BP, BPE, L (Gándara 306, Guzmán-Dávalos 3869)

Tubifera ferruginosa (Batsch) J.F. Gmel.; BPE, L (Sánchez-Jácome 657)

Ascomycota

Elaphomycetales

Elaphomyces granulatus Fr.; BPE, C, Me, T (Guzmán-Dávalos 5876)

Hypocreales

Apiocrea hyalina (Schwein.) Syd. & P. Syd., anamorfo de *Hypomyces hyalinus* (Schwein.) Tul. & C. Tul.; BPE, Fu, W (Guzmán-Dávalos 3111)

Cordyceps capitata (Holmsk.) Link; A, BPE, Fu (Guzmán-Dávalos 5875)

C. militaris (L.) Fr.; BPE, I (Guzmán-Dávalos 5882)

Hypomyces lactifluorum (Schwein.) Tul. & C. Tul.; BP, BPE, C, Fu, Me, W (Gándara 203, 303, 342, 688, Gómez 91) (Fig. 16)

Sepedonium chrysospermum (Bull.) Fr., anamorfo de *Hypomyces chrysospermum* Tul. & C. Tul.; BP, Fu, W (Gándara 337)

Leotiales

Chlorociboria aeruginosa (Oeder) Seaver ex C.S. Ramamurthi, Korf & L.R. Batra; BPE, DM, L (Lugo 1)

Pezizales

Aleuria aurantia (Pers.) Fuckel; BPE, C, T (Rodríguez 698)

Helvella acetabulum (L.) Quél.; BPE, C, M, T (Guzmán-Dávalos 2244, Loeza 194)

H. atra J. König; BPE, C, M, T (Guzmán-Dávalos 2189)

H. crispa (Scop.) Fr.; BP, BPE, C, M, T (Gándara 142, Guzmán-Dávalos 2187, 5486, López 18, Nieves 37) (Fig. 17)

H. elastica Bull.; BP, BPE, C, M, T (Acosta 6, Gándara 685)

H. macropus (Pers.) P. Karst.; BP, BPE, C, M, T (Alquiciras 22, 111, Gándara 127, 336, 647)

H. pezizoides Afzel.; BPE, C, M, T (González s.n., Guzmán-Dávalos 2224)

H. subglabra N.S. Weber; BPE, C, M, T (Álvarez 720, Arreaga 31)

Humaria hemisphaerica (F.H. Wigg.) Fuckel; BPE, M, T (Zamarripa 90)

Scutellinia scutellata (L.) Lambotte; BPE, H, T (Rodríguez 1230)

Xylariales

Daldinia concentrica (Bolton) Ces. & De Not.; BP, DM, L, Me (Gómez 87)

D. vernicosa Ces. & De Not.; BP, DM, L (Gándara 165-A, Vargas 38)

Apéndice. Continuación.

Discoxylaria myrmecophila J.C. Lindq. & J.E. Wright; BPE, H (sobre hormigueros de *Atta*) (Gándara 22)
Hypoxylon thouarsianum (Lév.) Lloyd; BP, BPE, DM, L (De Luna 40, Godoy s.n., Guzmán-Dávalos 1456, Lugo 17, Zúñiga 23)
Xylaria hypoxylon (L.) Grev.; BPE, DM, L (Fallad 27, Guzmán-Dávalos 3871)
Basidiomycota
Agaricales
Hygrophoraceae
**Hygrophorus chrysodon* (Batsch) Fr.; BP, C, M, T (Guzmán-Dávalos 8972)
Tricholomataceae
Armillaria polymyces (Pers.) Singer & Clémençon; BP, C, Fi, DM (Guzmán-Dávalos 3117, Nieves 150)
Baeospora myosura (Fr.) Singer; BP, L (Sánchez-Jácome 652)
Clitocybe gibba (Pers.) P. Kumm.; BP, BPE, C, M, Me, T (Castro 31, Gándara 96, 146, 189, Gómez 75)
**C. hydrogramma* (Bull.) P. Kumm.; BP, H (Gándara 168, Gómez 86-B) (Figs. 9-10)
Cyptotrama asprata (Berk.) Redhead & Ginns; BPE, L (Guzmán-Dávalos 3876)
Dictyopanus pusillus var. *rhiphidium* (Berk.) Singer; BP, DM, L (Guzmán-Dávalos 2219, 2257)
Gymnopus polyphyllus (Peck) Halling; BE, BP, H (Alquiciras 282, Gándara 291)
Hohenbuehelia angustata (Berk.) Singer; BPE, C, L (Guzmán-Dávalos 3852, 8767)
H. atrocaerulea (Fr.) Singer; BPE, C, DM, L (Romero 18-A)
Laccaria amethystina Cooke; BP, BPE, C, M, T (Gándara 108, 138, 179, 198, 352)
L. laccata (Scop.) Cooke; BP, BPE, C, M, T (Acosta 13, Castro 1, Guzmán-Dávalos 5364, 5487)
**L. ochropurpurea* (Berk.) Peck; BP, BPE, C, M, T (Gándara 119, Gómez 98, 107) (Figs. 12-13)
Lepista nuda (Bull.) Cooke; BP, BPE, C, T (Gándara 128, Gómez 9, Guzmán-Dávalos 3127)
Lyophyllum decastes (Fr.) Singer; BP, C, T (Gándara 322, González-Villarreal 2610) (Fig. 20)
Marasmius oreades (Bolton) Fr.; BP, BPE, C, H, PA (Álvarez 731, García-Saucedo 219, Meza 12, Palacios 11)
M. rotula (Scop.) Fr.; BP, BPE, L (Bauche 3, Buenrostro 25, Dávalos 1, Gándara 85, Loeza 212)
**Megacollybia platyphylla* (Pers.) Kotl. & Pouzar; BP, H (Gándara 701, 717)
Mycena leaiana (Berk.) Sacc.; BPE, L (Motolinia 25)
M. pura (Pers.) P. Kumm.; BP, BPE, C, H (Álvarez 725, Gándara 680, 700)
Xeromphalina campanella (Batsch) Maire; BP, L (Gándara 143, 316, 348, Gómez 88, 110)
X. tenuipes (Schwein.) A.H. Sm.; BPE, L (García-Niño 10, Guzmán-Dávalos 3849)
Amanitaceae
**Amanita austrostraminea* D.A. Reid; BP, M, T (Gándara 185) (Figs. 2-7)
A. chlorinosma (Peck) Lloyd; BPE, M, T, V (Gándara 112)
A. citrina (Schaeff.) Pers.; BP, M, T, V (Gándara 575, 580, 587)
A. cokeri (E.-J. Gilbert & Kühner) E.-J. Gilbert; BP, M, T, V (Gándara 160, 358)
A. fulva Fr.; BP, BPE, C, M, T (Gándara 294, Gómez 67, 70, Lugo 6, Soltero s.n.)
A. gemmata (Fr.) Bertill.; BP, BPE, M, T, V (Gándara 293, 329, 346, 350, Gómez 44)
A. laurae Guzmán & Ram.-Guill.; BP, C, M, Me, T (Castillo-Suárez 27, Gómez 42, 90) (Fig. 18)

Apéndice. Continuación.

A. magnivelaris Peck; BPE, M, T, V (Alquiciras 120)
A. muscaria var. *flavivolvata* (Singer) D.T. Jenkins; A, BP, BPE, M, Me, T, V (Gándara 7, 308, 562, 576, Gómez 100)
A. onusta (Howe) Sacc.; BP, BPE, M, T, V (Arreaga-Pérez 18, Gándara 57, 105)
A. pantherina (DC.) Krombh. var. *pantherina*; BP, M, T, V (Gómez 65)
**A. pantherina* var. *velatipis* (G.F. Atk.) D.T. Jenkins; BP, M, T, V (Gándara 398)
A. roseotincta (Murrill) Murrill; BP, BPE, M, T (Gándara 159, Guzmán-Dávalos 5370)
A. rubescens Pers.; BE, BP, BPE, C, M, T (Gándara 175, 290, Rodríguez 810-B, Téllez 963)
A. tecomate Guzmán & Ram.-Guill.; BP, C, M, Me, T (Gándara 80, Gómez 91, 96, Ramírez 1397) (Fig. 19)
**A. tullossii* Guzmán & Ram.-Guill.; BP, C, M, Me, T (Gándara 309) (Fig. 8)
A. vaginata (Bull.) Lam.; BP, BPE, C, M, T (Gándara 163, 287, Guzmán-Dávalos 3136, 5886)
A. valens (E.-J. Gilbert) Bertault; BPE, M, T (Loeza 202)
A. virosa (Fr.) Bertill.; BPE, M, T, V (Guzmán-Dávalos 5470)
Pluteaceae
Pluteus cervinus (Schaeff.) P. Kumm.; BP, C, L (Rodríguez 2459)
P. petasatus (Fr.) Gillet; BP, L, C (Rodríguez 2458)
Volvariella bombycina (Schaeff.) Singer; BP, C, L (Ortiz 10)
**V. cinerea* (Beardslee) Mora ex Guzmán; BP, L (Gándara 186) (Fig. 14)
Agaricaceae
**Agaricus augustus* Fr.; BPE, C, T (Dávalos 24)
A. campestris L.; BP, C, PA, T (Dávalos s.n., Gándara 297, Gómez 6, Plascencia 2, Villaseñor 307)
A. xanthodermus Genev. var. *xanthodermus*; BPE, T, V (Gándara 180, Herrera 963)
Chlorophyllum molybdites (G. Mey.) Massee; BPE, PA, T, V (Gándara 34, Pérez 9, Zermeño s.n.)
Cystoderma fallax A.H. Sm. & Singer; BP, L (Gándara 137)
Leucoagaricus rubrotinctus (Peck) Singer; BP, BPE, T (Álvarez 721, Gándara 65, García-Niño 7, González-Paredes 16)
Macrolepiota procera (Scop.) Singer; BP, C, T (Gándara 33, 34-B, 314, 331, 359) (Fig. 21)
Coprinaceae
Coprinus comatus (O.F. Müll.) Pers.; BP, BPE, C, H, PA (Gándara 35, 298, Gómez 43, Meza 13)
Panaeolina foenisecii (Pers.) Maire; F, PA, V (Guzmán-Dávalos 6403)
Panaeolus antillarum (Fr.) Dennis; F, PA, V (Gándara 69, 299, Guzmán-Dávalos 5704)
P. sphinctrinus (Fr.) Quél.; BP, BPE, F, PA, V (Gándara 28-A, 319, Guzmán-Dávalos 3126, 5355, 5870)
P. subbalteatus (Berk. & Broome) Sacc.; F, PA, V (Álvarez 18)
Psathyrella candolleana (Fr.) Maire; BPE, H (Guzmán-Dávalos 2186, Rodríguez 690)
P. velutina (Pers.) Singer; BPE, H (Bauche 6)
Bolbitiaceae
**Conocybe tenera* (Schaeff.) Fayod; BPE, PA, T, V (Alquiciras 5, Blanco 54)
Strophariaceae
Hypholoma fasciculare (Huds.) P. Kumm.; BP, BPE, H, V (Castro 11, Gándara 318, Guzmán-Dávalos 5685-A, 5692, Hernández-Hernández 28)

Apéndice. Continuación.

**H. subviride* (Berk. & M.A. Curtis) Dennis; BP, H, V (Gándara 131) (Fig. 11)
Psilocybe coprophila (Bull.) P. Kumm.; BP, BPE, F, V (Arreaga 4, Gándara 193, González s.n., Guzmán-Dávalos 5375, Nieves s.n.)
P. cubensis (Earle) Singer; A, BPE, F, PA (Guzmán 21997, Reyes 3)
P. mexicana R. Heim; A, BP, PA, T (Guzmán 21999, Martínez s.n., Pérez de la Rosa s.n.)
Stropharia coronilla (Bull. ex DC.) Quél.; BP, BPE, C, PA, T (Álvarez 32, Gándara 25, 173, Gómez 30, Pérez-Fabián 11)
S. semiglobata (Batsch) Quél.; BE, BP, BPE, F, PA, V (Gándara 172, 300, 335, Gómez 50-A, 54)
Cortinariaceae
Inocybe fastigiata (Schaeff.) Quél.; BPE, M, T, V (Álvarez 1137)
Crepidotaceae
Crepidotus mollis (Schaeff.) Staude; BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 2250, 3123)
C. uber (Berk. & M.A. Curtis) Sacc.; BPE, DM, L (Alquiciras 116-B)
Paxillaceae
Hygrophoropsis aurantiaca (Wulfen) Maire; BP, C, M, T (Gándara 29-A, 307, 341, 364, 672)
Omphalotus mexicanus Guzmán & V. Mora; BE, T, V (Sánchez-Jácome 252)
Paxillus panuoides (Fr.) Fr.; BPE, DM, L (Loeza 215)
**Pseudomerulius aureus* (Fr.) Jülich; BPE, DM, L (Romero 14-B)
Gomphidiaceae
Gomphidius rutilus (Schaeff.) S. Lundell; BPE, C, M, T (Castillo-Suárez s.n., Vázquez-Morales 22)
Boletaceae
Boletellus coccineus (Sacc.) Singer; BPE, C, M, T (Sánchez-Jácome 161)
**Boletus ferrugineus* Schaeff.; BPE, C, M, T (Téllez 997)
B. flammans E.A. Dick & Snell; BP, M, T, V (Gándara 76)
B. frostii J.L. Russell; BP, C, M, T (Rodríguez 808)
Meiorganum curtisii (Berk.) Singer, J. García & L.D. Gómez; BP, DM, L (Gómez 79, Guzmán-Dávalos 5689-A, Rivera s.n.)
Phylloporus rhodoxanthus (Schwein.) Bres.; BE, C, M, T (Rodríguez 815)
Strobilomyces confusus Singer; BP, C, M, T (Gándara 134)
S. strobilaceus (Scop.) Berk.; BP, C, M, T (Gándara 334)
**Suillus acidus* (Peck) Singer; BP, C, M, T (Gándara 26)
S. americanus (Peck) Snell; BP, C, M, T (Gándara 399)
S. brevipes (Peck) Kuntze; BP, C, M, Me, T (Gándara 323, Gómez 5)
S. cothurnatus var. *hiemalis* (Singer) A.H. Sm. & Thiers; BP, BPE, C, M, T (Gómez 97, Guzmán-Dávalos 5758)
S. granulatus (L.) Roussel; BP, C, M, Me, T (Gándara 288, 330, Gómez 14)
S. luteus (L.) Roussel; BPE, C, M, Me, T (Loeza 190)
S. tomentosus (Kauffman) Singer; BP, C, M, T (Gándara 188, 321, 332, 339, Gómez 64) (Fig. 22)
Bondarzewiaceae
Bondarzewia berkeleyi (Fr.) Bondartsev & Singer; BPE, C, L (Silva & Arreaga s.n.)
Russulaceae
Lactarius deliciosus (L.) Gray var. *deliciosus*; BP, C, M, Me, T (Gándara 132, Guzmán-Dávalos 8757, 8779, Herrera 961, 973)
L. indigo (Schwein.) Fr.; BP, C, M, Me, T (Gándara 100)

Apéndice. Continuación.

L. piperatus (L.) Pers.; BPE, C, M, T (Guzmán-Dávalos 5872)
L. scrobiculatus (Scop.) Fr.; BPE, C, M, T (Téllez 249)
Russula alutacea (Fr.) Fr.; BPE, C, M, T (Dávalos s.n.)
R. brevipes Peck var. *brevipes*; BPE, C, M, T (Ramírez-Delgadillo 1399)
R. cyanoxantha (Schaeff.) Fr.; BPE, C, M, T (Téllez 241)
R. foetens Pers.; BPE, M, T, V (Guzmán-Dávalos 2200)
R. nigricans Fr.; BPE, C, M, T (Téllez 998)
R. olivacea (Schaeff.) Fr.; BPE, C, M, T (Pérez de la Rosa s.n.)
Auriculariales
Auricularia fuscosuccinea (Mont.) Henn.; BPE, C, DM, L, Me (Munguía-Matute 12)
A. polytricha (Mont.) Sacc.; BPE, C, DM, L (Guzmán-Dávalos 3881, Ruiz 15, Uribe 17)
Cantharellales
Cantharellaceae
Cantharellus cibarius Fr. var. *cibarius*; BP, BPE, C, M, T (Alcalá-Arce 2, Alquiciras 110, Gándara 355, Medina 12, Villaseñor 511) (Fig. 23)
C. cinnabarinus (Schwein.) Schwein.; BPE, C, M, T (Guzmán-Dávalos 5890)
Clavariadelphaceae
Clavariadelphus pistillaris (L.) Donk; BPE, C, T (Nieves s.n.)
Scutigeraceae
Albatrellus cristatus (Schaeff.) Kotl. & Pouzar; BE, T (Rodríguez 809)
A. ellisii (Berk.) Pouzar; BP, T (Villaseñor 510) (Fig. 24)
**Polyporoletus sublividus* Snell; BPE, M, T (Guzmán-Dávalos 2201)
Sparassidaceae
Sparassis crispa (Wulfen) Fr.; BPE, C, L (Guzmán-Dávalos 3849, Sánchez-Jácome 163)
Dacrymycetales
Dacrymyces dictyosporus G.W. Martin; BP, DM, L (Gándara 67, 125)
Dacryopinax spathularia (Schwein.) G.W. Martin; BP, C, DM, L (Gándara 86, 106, 118, Guzmán-Dávalos 8987)
Fistulinales
Fistulina guzmanii Brusis; BP, C, DM, L (Bayardo s.n.)
Ganodermatales
Ganoderma applanatum (Pers.) Pat.; BPE, DM, L (Dávalos s.n., Guzmán-Dávalos 2212, 2260, Loeza 195, 208)
G. curtisii (Berk.) Murrill; BPE, DM, L (Gándara 136, 162, Gómez 38, 48, Oliva 29)
G. lobatum (Schwein.) G.F. Atk.; BE, BP, DM, L (Castro 12, Guzmán-Dávalos 2231, 3864, Vargas 449, Villarreal de Puga 913)
G. grupo *lucidum* (Curtis) P. Karst.; BPE, DM, L, Me (Manzano-Ochoa s.n.)
G. resinaceum Boud.; BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 2211, Romero 15)
Hericiales
Auriscalpium vulgare Gray; BP, BPE, L (Cruz-Gómez 22, Gándara 11, 304, 719, Gómez 4)
Hymenochaetales
Coltricia cinnamomea (Jacq.) Murrill; BP, T (Gándara 1)
C. focicola (Berk. & M.A. Curtis) Murrill; BP, BPE, T (Gándara 2, 89, 123, Guzmán-Dávalos 2227, Zermeño s.n.)
C. perennis (L.) Murrill; BP, BPE, T (Gándara 92, Godoy s.n., Gómez 55, 62, Rodríguez 1795-A)
Coltriciella dependens (Berk. & M.A. Curtis) Murrill; BP, L (Castañeda 70)
Hymenochaete sallei Berk. & M.A. Curtis; BP, DM, L (Guzmán-Dávalos 1458)
Inonotus fulvomelleus Murrill; BP, DM, L (Peña 21)

Apéndice. Continuación.

Phellinus gilvus (Schwein.) Pat.; BPE, DM, L (Dávalos s.n., Dávila 10, Ruiz 7, Suárez-Plascencia s.n., Tinajero 2)
P. sarcites (Fr.) Ryvarden; BPE, DM, L (Álvarez 72)
Lycoperdales
Geastraceae
Geastrum pectinatum Pers.; BPE, H (Villela-Gaytán 5)
**G. quadrifidum* DC. ex Pers.; BP, H (Sánchez 12)
G. saccatum Fr.; BP, H, Me (Rodríguez 703)
G. velutinum Morgan; BP, BPE, H (Alquiciras 132, Castro 10, López 7)
Lycoperdaceae
Calvatia cyathiformis (Bosc) Morgan; BPE, C, Me, PA, T (Blanco 57, Gómez 16, Guzmán-Dávalos 5702, Montiel 12, Toscano 71)
Lycoperdon marginatum Vittad.; BP, BPE, C, H, Me, PA (Gándara 17, 37, 139, 704, Guzmán-Dávalos 3157)
L. perlatum Pers.; BP, C, H, Me (Gándara 27, 724, Gómez 95)
L. pyriforme Schaeff.; BP, C, L, Me (Nieves 155)
Phallales
**Phallus ravenelii* Berk. & M.A. Curtis; BP, T (Gándara 3) (Fig. 15)
Poriales
Coriolaceae
Abortiporus biennis (Bull.) Singer; BPE, DM, L (Zamarripa 84)
Bjerkandera adusta (Willd.) P. Karst.; BP, BPE, DM, L (Gándara 152, 349, Guzmán-Dávalos 2252, Loeza 210, Rodríguez 684)
Climacocystis borealis (Fr.) Kotl. & Pouzar; BPE, DM, L (Vargas 446)
Coriolopsis gallica (Fr.) Ryvarden; BPE, DM, L (Fanti 484)
C. rigida (Berk. & Mont.) Murrill; BP, BPE, DM, L (Gómez-Martínez s.n., González-Paredes 19)
Cryptoporus volvatus (Peck) Shear; BPE, DM, L (Dávalos 51, Guzmán-Dávalos 3758, Iñiguez s.n.)
Funalia polyzona (Pers.) Niemelä; BPE, DM, L (Oliva 28)
**Gloeophyllum mexicanum* (Mont.) Ryvarden; BP, BPE, DM, L (Gándara 21, 91, 121, 133, Guzmán-Dávalos 2235)
G. sepiarium (Wulfen) P. Karst.; BP, DM, L (Alquiciras 112, Gándara 312, 343, 360, 720)
G. striatum (Fr.) Murrill; BP, DM, L (Alquiciras 113)
Heterobasidion annosum (Fr.) Bref.; BPE, DM, L (López 9)
Hexagonia cucullata (Mont.) Murrill; BPE, DM, L (Rivera-Sánchez 6)
H. hirta (P. Beauv.) Fr.; BPE, DM, L (García-Saucedo 418, Ramírez-Hernández s.n., Rodríguez 14)
H. tenuis (Hook.) Fr.; BP, DM, L (Gándara 164, Gómez 101, González-Paredes 15, Oliva 30)
Hydnopolyporus fimbriatus (Cooke) D.A. Reid; BP, BPE, L (Acosta 7, Arreaga-Pérez 29, Gándara 8)
Lenzites betulina (L.) Fr.; BP, BPE, DM, L (Gándara 4, Loeza 201)
**Pachykytospora papyracea* (Cooke) Ryvarden; BP, DM, L (Cruz s.n.)
Phaeolus schweinitzii (Fr.) Pat.; BP, DM, L (Alquiciras 21, Álvarez 20, Arreaga 36, Gándara 338, 351) (Fig. 25)
Porodisculus pendulus (Fr.) Murrill; BPE, DM, L (Velazco 299)
Trametes cervina (Schwein.) Bres.; BP, BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 1467, Téllez 250-B)

Apéndice. Continuación.

T. hirsuta (Wulfen) Lloyd; BP, BPE, DM, L (Álvarez 736, Guzmán-Dávalos 1463, Téllez 25-A)
T. maxima (Mont.) A. David & Rajchenb.; BP, DM, L (Lomelí s.n., Sánchez 11)
T. versicolor (L.) Lloyd; BP, BPE, DM, L, Me (Fortes 5, Guzmán-Dávalos 1460, 2251, 3158, Mac Gregor Fors 5)
T. villosa (Sw.) Kreisel; BP, BPE, DM, L (Alonso 11, 22, Ortiz 13)
Trichaptum abietinum (Dicks.) Ryvarden; BP, BPE, DM, L (Contreras 40, Gándara 9, 317, Guzmán-Dávalos 5763, Rodríguez 1040)
T. biforme (Fr.) Ryvarden; BP, BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 3171, Martínez 7, Sánchez 3, Valenzuela s.n., Villarreal de Puga s.n.)
T. sector (Ehrenb.) Kreisel; BP, DM, L (Gándara 737)
Tyromyces caesius (Schrad.) Murrill; BP, BPE, DM, L (Gándara 87, 345, Loeza 206, 214)
Lentinaceae
Lentinula boryana (Berk. & Mont.) Pegler; BE, BP, BPE, C, DM, L (Alquiciras 3, Álvarez 871, Téllez 932)
Lentinus badius (Berk.) Berk.; BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 2232)
L. crinitus (L.) Fr.; BP, BPE, DM, L, Me (Alonso 19, Gándara 113, Guzmán-Dávalos 3865, Lozano 7, Pérez-Fabián 14)
Neolentinus suffrutescens (Brot.) T.W. May & A.E. Wood; BPE, C, DM, L (De Luna 24)
Pleurotus djamor (Rumph. ex Fr.) Boedijn; BPE, C, DM, L, Me (Vázquez 398)
P. levis (Berk. & M.A. Curtis) Singer; BPE, C, DM, L (De Luna 25, Guzmán-Dávalos 3122)
Polyporaceae
Echinochaete brachypora (Mont.) Ryvarden; BP, BPE, DM, L (De Luna 30, Gándara 310, González s.n., Maldonado-Moreno 1)
Favolus tenuiculus P. Beauv.; BPE, C, DM, L (Alonso 3, 18, Blanco-Cisneros 3, Nieves s.n.)
Panus conchatus (Bull.) Fr.; BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 3855)
Polyporus alveolaris (DC.) Bondartsev & Singer; BP, DM, L (Gándara 583)
P. arcularius (Batsch) Fr.; BP, DM, L (Gándara 6, 10, 36, 161, 174)
P. tricholoma Mont.; BP, BPE, DM, L (Alquiciras 123, Gándara 23, Guzmán-Dávalos 3860)
P. varius (Pers.) Fr.; BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 3861)
Schizophyllales
Schizophyllum commune Fr.; BP, BPE, C, DM, L, Me (Gándara 155, 311, Guzmán-Dávalos 8761, Orozco 24, Torres 401)
Sclerodermatales
Astraeus hygrometricus (Pers.) Morgan; BP, BPE, M, T (Castro 6, Gándara 114, Medina 2, Pérez de la Rosa s.n., Pérez-Fabián 16)
Pisolithus arhizus (Scop.) Rauschert; BP, BPE, M, T (Gómez-Martínez s.n., Vázquez 400)
Scleroderma areolatum Ehrenb.; BPE, M, T, V (García-Niño 1, 8, Hernández-Conrique 17, Valdivia 18)
**S. citrinum* Pers.; BP, M, T, V (García-Saucedo s.n.)
S. polyrhizum (J.F. Gmel.) Pers.; BP, BPE, M, T, V (Bojovoe 16, Guzmán-Dávalos 5765)
S. texense Berk.; BPE, M, T, V (Guzmán-Dávalos 2202)
S. verrucosum (Bull.) Pers.; BPE, M, T, V (Domínguez 24)

Apéndice. Continuación.

Stereales
Meruliaceae
Byssomerulius incarnatus (Schwein.) Gilb.; BP, BPE, DM, L (Arreaga 45, Cárdenas 18, Gómez 84, Guzmán-Dávalos 5467)
Gloeoporus dichrous (Fr.) Bres.; BP, DM, L (Nepote 14)
G. thelephoroides (Hook.) G. Cunn.; BP, DM, L (Gándara 151, Orozco 6)
Merulius tremellosus Schrad.; BPE, DM, L (Pérez de la Rosa s.n., Rodríguez 697, 699)
Peniophoraceae
Peniophora albobadia (Schwein.) Boidin; BP, BPE, DM, L (Langle 7, Lomelí s.n., Rodríguez 700)
Steccherinaceae
Irpex lacteus (Fr.) Fr.; BPE, DM, L (Fallad 7)
Stereaceae
Stereum complicatum Fr.; BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 2243, Vázquez-Morales 26)
S. frustulatum (Pers.) Fr.; BP, DM, L (Gallardo 1)
S. gausapatum (Fr.) Fr.; BPE, DM, L (Gándara 183, García 6, López 10, Marín 34, Vázquez-Morales 18)
S. hirsutum (Willd.) Pers.; BPE, DM, L (Gándara 165, Rodríguez 701)
S. ochraceoflavum (Schwein.) Sacc.; BP, DM, L (Gándara 178)
S. ostrea (Blume & T. Nees) Fr.; BP, BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 5761, Sánchez 2, Téllez 251)
S. subpileatum Berk. & M.A. Curtis; BPE, DM, L (Guzmán-Dávalos 5874)
Thelephorales
Thelephora caryophyllea (Schaeff.) Pers.; BPE, T (Guzmán-Dávalos 2225, 2226, Mendoza 8)
T. regularis Schwein. var. *regularis*; BPE, T (Guzmán-Dávalos 2253)
T. terrestris Ehrh.; BPE, M, T (Guzmán-Dávalos 2247)
Tremellales
Pseudohydnum gelatinosum (Scop.) P. Karst.; BPE, C, L (Buenrostro 23, Guzmán-Dávalos 3873, Zamarripa 106)
Tulostomatales
Calostoma cinnabarinum Corda; BPE, H (Suárez s.n.)
Teliomycetes
Uredinales
Cronartium conigenum Hedgc. & N.R. Hunt; BPE, C, Fi, W (De Luna 21)
Gymnosporangium clavipes Cooke & Peck; BPE, Fi (Guzmán-Dávalos 3859)



NORMAS EDITORIALES E INSTRUCCIONES PARA LOS AUTORES

Acta Botanica Mexicana es una publicación del Instituto de Ecología, A.C. que aparece cuatro veces al año. Da a conocer trabajos originales e inéditos sobre temas botánicos y en particular los relacionados con plantas mexicanas. Todo artículo que se presente para su publicación deberá dirigirse al Comité Editorial de *Acta Botanica Mexicana*, en el entendido de que todos los autores están de acuerdo en su publicación; las contribuciones deberán ser originales e inéditas y no haber sido publicadas ni enviadas simultáneamente a otra revista para su publicación. Los artículos serán evaluados por pares, en principio los árbitros mantendrán su anonimato. Toda contribución deberá ajustarse a las siguientes normas e instrucciones.

NORMAS

Principalmente se publicarán artículos escritos en español, aceptándose cierta proporción de trabajos redactados en inglés, francés o portugués. Todo trabajo recibido por el Comité Editorial merecerá un inmediato acuse de recibo.

El Comité Editorial considerará, en primera instancia, la presentación y el estilo del artículo. Posteriormente será sometido a un sistema de arbitraje por pares. En el referéndum participarán dos científicos especialistas en el tema, cuyas opiniones serán consideradas para la aceptación del trabajo. En caso de divergencia entre los árbitros, el artículo y las opiniones serán presentadas a un tercer revisor. Cuando el trabajo haya sido aceptado, el manuscrito con los dictámenes de los revisores se enviará a los autores para realizar las modificaciones pertinentes. Si la versión corregida no fuera devuelta en los seis meses posteriores a la recepción de la revisión se considerará que el trabajo ha sido retirado para su publicación. La decisión final sobre la aceptación de un trabajo corresponderá al propio Comité Editorial, tomando en cuenta las opiniones de los revisores.

El orden de publicación atenderá a las fechas de recepción y aceptación del trabajo. La fecha de recepción corresponde a la versión que cumple con los requerimientos de presentación y estilo solicitados por la revista. Cuando el trabajo sea aceptado para su publicación, el autor principal será notificado por escrito del número de revista en el que aparecerá y los costos derivados del derecho de página y compra de sobretiros.

No se aceptarán trabajos que, pudiendo integrarse como unidad, sean presentados por separado en forma de pequeñas contribuciones o notas numeradas. Asimismo, no serán aceptadas contribuciones preliminares o inconclusas, que sean factibles de terminar a mediano o corto plazos. Todo trabajo rechazado para su publicación no será aceptado con posterioridad.

INSTRUCCIONES

Enviar el escrito, incluyendo las imágenes y cuadros, en versión electrónica (en formato Word o RTF). La versión impresa puede ser enviada, pero no es indispensable. Las imágenes (ilustraciones en dibujo de línea, fotografías, gráficas y mapas), además deberán enviarse como archivos separados del documento de texto; en su presentación considere el formato de la revista. Los originales eventualmente pueden ser requeridos en cualquier etapa del proceso editorial.

El texto deberá ir a doble espacio, con letra de 12 puntos, en tamaño carta (21.5 x 28 cm), con márgenes de 3 cm, numeradas consecutivamente desde los resúmenes hasta la literatura citada. La carátula incluirá el título en español y en inglés, el nombre completo del autor o autores, créditos institucionales, dirección postal y electrónica. Favor de especificar el autor de contacto. Las leyendas

de las ilustraciones se concentrarán todas en secuencia numérica en una (o varias) hojas por separado. La ubicación aproximada de cada figura deberá señalarse en el texto, anotando el número de figura en el margen izquierdo.

El texto debe incluir un resumen en el idioma en el que está escrito y/o en español, con una extensión proporcional a la del trabajo. Si el artículo está escrito en inglés, francés o portugués, se recomienda un amplio resumen en español.

Los dibujos de línea y las fotografías deberán tener resoluciones mínimas de 600 y 300 dpi respectivamente y guardarse con la extensión .tiff. Las gráficas y mapas generados en programas de análisis estadístico o sistemas de información geográfica, deberán entregarse en los formatos eps o pdf; si se incluyen gráficas en Excel, deberán también presentarse en el mismo formato de este programa. La publicación de imágenes en color implica un costo adicional; se recomienda agruparlas en láminas, evitando su presentación en forma aislada.

Para consignar las referencias bibliográficas en el texto se empleará el estilo Harvard. En el apartado de Literatura Citada las citas se presentarán en orden alfabético, según las primeras letras del apellido del primer autor. Todas las referencias en el texto deberán aparecer en esta sección y viceversa.

Cada componente de una cita, según se trate de un artículo, libro, tesis, etc., se separará con un punto. El orden de dichos componentes es en el caso de artículos: autor(es), año de publicación, título del artículo, nombre abreviado de la revista, volumen y páginas (separando volumen de página con dos puntos); en el de libros: autor(es), año, título, nombre del editor (si existe), número de la edición (si no es la primera), nombre y ubicación de la editorial (Ed.) o de la Institución donde se imprimió la obra y paginación total o específica si sólo se consultó parte de la obra. Para las referencias electrónicas se sigue el patrón básico de un libro, incluyendo la dirección en internet y la fecha de consulta.

Todo trabajo de tipo taxonómico deberá ajustarse a la última edición del Código Internacional de Nomenclatura Botánica.

La contribución deberá estar redactada y escrita correctamente y sin errores. Se sugiere que el borrador del artículo se someta a la lectura de por lo menos dos personas con experiencia en la redacción de trabajos similares. Para cualquier duda referente a la presentación de los escritos consulte la página de la revista: http://www1.inecol.edu.mx/abm

COSTOS DE PUBLICACIÓN Y SOBRETIROS

El Instituto de Ecología no pretende lucrar con la publicación de *Acta Botanica Mexicana*; a través de la solicitud de una contribución institucional para el financiamiento de cada publicación, sólo trata de recuperar una parte de los gastos derivados de dicha actividad.

La cuota por concepto de derecho de página es de $20.00 para México y $ 16.00 u.s.d. para el extranjero, quedando sujeta a cambios posteriores acordes con el aumento de los costos de impresión y relativos. El monto de la contribución se indicará junto con la aceptación definitiva del trabajo, de manera que el autor disponga de tiempo para tramitar esta ayuda.

Se obsequiarán a los autores 25 sobretiros por artículo. Si se desean sobretiros adicionales éstos se cobrarán al costo de impresión de los mismos. Al devolver a los editores las pruebas de plana corregidas, cada autor deberá incluir el importe determinado para la publicación de su trabajo y de los sobretiros extras solicitados.

Enviar correspondencia a: *Acta Botanica Mexicana*. Instituto de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío, Apartado postal 386, Ave. Lázaro Cárdenas 253, C.P. 61600 Pátzcuaro, Michoacán. correo electrónico: rosamaria.murillo@inecol.mx

Acta Botanica Mexicana Núm. 107
consta de 500 ejemplares y fue impresa en la
Imprenta Tavera Hermanos, S.A. de C.V.
Av. Lázaro Cárdenas Núm. 3052
Morelia, Mich.
el mes de abril de 2014



Toda correspondencia referente a suscripción, adquisición de números o canje, debe dirigirse a:

Acta Botanica Mexicana

Instituto de Ecología, A. C.

Centro Regional del Bajío

Apartado postal 386

61600 Pátzcuaro, Michoacán, México

rosamaria.murillo@inecol.mx

Suscripción anual: México $300.00 Extranjero $30.00 U.S.D.

Acta Botanica Mexicana, Núm. 107, abril 2014. Publicación trimestral editada por el Instituto de Ecología, A.C., a través del Centro Regional del Bajío. Editor responsable: Jerzy Rzedowski Rotter. Composición tipográfica: Damián Piña Bedolla. Reservas de Derechos al Uso Exclusivo No. 04-2004-0719192751000-102, ISSN 0187-7151, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor. Certificado de Licitud de título No. 13454, Certificado de Licitud de Contenido No. 11027, otorgados por la Comisión Calificadora de Publicaciones y Revistas Ilustradas de la Secretaría de Gobernación. Domicilio de la publicación: Ave. Lázaro Cárdenas 253, C.P. 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México. Tel. (434) 3 42 26 98. Impresa por Imprenta Tavera Hermanos, S.A. de C.V., Ave. Lázaro Cárdenas 3052, Col. Chapultepec Sur, C.P. 58260 Morelia, Michoacán, México. Distribuidor: Instituto de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío, Ave. Lázaro Cárdenas 253, C.P. 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México. Este número se terminó de imprimir el 1 de abril de 2014 con un tiraje de 500 ejemplares. www1.inecol.edu.mx/abm



Acta Botanica Mexicana, Núm. 107 (2014)

CONTENIDO

Continúa a la vuelta